



Hinc patriam sustinet

Instituto Superior de Agronomia
Universidade Técnica de Lisboa

Valorização de resíduos orgânicos na formulação de substratos alternativos à turfa para a produção de plantas aromáticas envasadas em modo de produção biológico

Sara Beozzi

Dissertação para obtenção do Grau de Mestre em
Engenharia do Ambiente

Orientador: Professor Doutor Henrique Manuel Filipe Ribeiro.

Co-orientador: Professor Doutor Ernesto José de Melo Pestana de Vasconcelos.

Júri:

Presidente: Doutora Elizabeth Costa Neves Fernandes de Almeida Duarte, Professora Catedrática do Instituto Superior de Agronomia da Universidade Técnica de Lisboa.

Vogais: Doutora Fernanda Maria Miranda Cabral, Professora Associada Aposentada do Instituto Superior de Agronomia da Universidade Técnica de Lisboa;
Doutor Henrique Manuel Filipe Ribeiro, Professor Auxiliar do Instituto Superior de Agronomia da Universidade Técnica de Lisboa.

Lisboa 2013

Agradecimentos

Desejo expressar os meus agradecimentos:

À empresa Teciplante, na pessoa do Engenheiro Ricardo Silvestre, por todo o apoio logístico necessário à realização deste trabalho e pela simpatia que sempre demonstrou.

Ao projeto “Bioplanta”, financiado pelo ProDeR, Medida 4.1 “Cooperação para a Inovação”, pedido de apoio 23807, parceria 366, no âmbito do qual se realizou o trabalho experimental desta tese.

Aos professores Henrique Ribeiro e Ernesto Vasconcelos que me guiaram, com perseverança, ao longo deste exercício.

À Unidade de Investigação Química Ambiental do Instituto Superior de Agronomia, onde a componente de análises laboratoriais do trabalho foi desenvolvida e onde encontrei um ambiente profissional e amável.

Aos meus pais, às minhas irmãs, aos familiares e aos meus amigos, sempre presentes no meu coração.

Ao Daniel, companheiro de aventura nestes últimos anos, pelos imensos carinho, apoio e força que me dispensou.

Resumo

O presente trabalho teve como objetivo estudar a possibilidade de valorizar resíduos orgânicos (duas fibras de coco e um composto de resíduos florestais e estrume) na formulação de substratos sem turfa, para o cultivo de plantas aromáticas envasadas em modo de produção biológico (MPB).

Cultivaram-se sete diferentes espécies de aromáticas em sete substratos sem turfa (misturas de fibra de coco e composto), um substrato comercial com turfa certificado para MPB (controlo) e dois substratos comerciais com turfa que receberam uma adubação complementar.

Uma das fibras de coco utilizadas demonstrou ser fitotóxica, com 9% de índice de vitalidade Munoo-Liisa, e as plantas nela cultivadas revelaram reduzido crescimento e sistema radicular inadequado. Nas sete espécies, o crescimento das plantas nas misturas da fibra de coco não fitotóxica com composto foi igual, ou superior, ao crescimento observado no substrato controlo, demonstrando serem uma alternativa viável e mais económica do que o substrato comercial. A adubação complementar originou plantas com um crescimento superior ao controlo, evidenciando a necessidade de se otimizar a fertilização.

A fibra de coco e o composto demonstraram ser substitutos adequados à turfa, na formulação de substratos para plantas aromáticas envasadas, desde que seja avaliada a fitotoxicidade e otimizada a fertilização.

Palavras-chave: fibra de coco; composto; turfa; substrato; plantas aromáticas

Abstract

The objective of this work was to evaluate the performance of two coconut coir and one compost (based on forestry wastes and horse manure), as components of peat-free substrates for the organic production (OP) of potted herbs.

Seven different species of herbs were grown in seven peat-free substrates (based on coir and compost), one peat based substrate certified for OP (control) and two peat based substrate certified for OP with an extra fertilization.

One of the tested coconut coir was phyto-toxic, with a Munoo-Liisa Vitality index of 9%, produced small plants with a poor root system. In all seven species, plants growth in the mixtures of non-phytotoxic coir and compost was equal or higher than the growth in control, showing that these peat-free mixtures are a viable alternative, cheaper than commercial substrates. Extra fertilization tended to increase plants growth, showing the need to optimize fertilization.

Coconut fiber and compost can be successfully used as substrate components for organic production of potted herbs, once phytotoxicity is evaluated and fertilization optimized.

Keywords: coconut coir; compost; peat; substrate; herbs

Extended abstract

The objective of this work was to evaluate the performance of two coconut coir and one compost (based on forestry wastes and horse manure), as components of peat-free substrates for the organic production (OP) of potted herbs.

Seven different species of herbs (mint, basil, cilantro, parsley, lemon thyme, lavender and rosemary) were grown in seven peat-free substrates (based on coir and compost), one commercial peat-based substrate certified for OP (control) and two commercial peat-based substrate certified for OP with an extra fertilization.

The substrates and the fertilization were combined as follows:

- A) 100% of “coir 1” + basic fertilization;
- B) 2/3 of “coir 1” and 1/3 of compost + basic fertilization;
- C) 1/3 of “coir 1” and 2/3 of compost + basic fertilization;
- D) 100% of “coir 2” + basic fertilization;
- E) 2/3 of “coir 2” and of 1/3 compost + basic fertilization;
- F) 1/3 of “coir 2” and of 2/3 compost + basic fertilization;
- G) 100% of compost + basic fertilization;
- H) Commercial peat-based substrate 1 (with basic fertilization) + extra fertilization;
- I) Commercial peat-based substrate 2 (with basic fertilization) + extra fertilization;
- J) Control: commercial peat-based substrate 2 (with basic fertilization).

Chemical parameters and substrates composition, mineral content and plants biomass were determined. From the results obtained it was possible to draw the following conclusion:

The extra fertilization applied on commercial substrates certified for OP (H and I) led to a higher plants growth as well as to a higher nutrient uptake when compared with control plants. It was proved that the control substrate commonly used in the nursery shows a lack in the amount nutrients which are required for an adequate development of potted herbs.

Nutrients availability in “coir 1” and “coir 2” was equal or higher than in the control, except for “coir 1” where nitrogen, calcium and magnesium contents were lower. “Coir 1” showed also phytotoxicity (with a Munoo-Liisa Vitality index of 9%) affecting the plants growth, reflected by a small size and a poor root system.

The compost (G) presented a higher amount of nutrients, mainly nitrogen, phosphorus and potassium than the two substrates that only contain coir (A and D). The salinity in the

compost was slightly higher than the recommended for potted plants however this seemed as not problematic.

Adding compost to coir (substrates B, C, E and F) had a positive effect in some species with an increase in shoot growth and a higher amount of nutrients uptake, when compared to coir-only substrates. In some treatments, plant growth in compost and “coir 2” based substrates (E and F) was statistically equal to plant growth in peat-based commercial substrates with extra fertilization (substrates H and I).

The plants cultivated in the peat-free substrates consisting in a mixture of “coir 2” and compost or only compost had a biomass production significantly higher than the plants cultivated in the commercial substrate used as control, except in the case of lemon thyme where the dry matter content was equal.

With the obtained results can be concluded that the peat-free substrates formulated from mixtures of “coir 2” with the compost or only from the compost, demonstrated to be an efficient and economic alternative to the commercial peat substrate, certified for organic production, used in the nursery. Nevertheless, it is necessary to take into account some aspects like guarantee absence of phytotoxicity in coir, control the salinity of the compost, adjust the proportions of coir and compost in the mixture adapting to the kind of cultivation, and optimize the fertilization in conformity to the nutrients availability in the substrate.

Índice

Agradecimentos	I
Resumo	II
Abstract	III
Extended abstract	IV
Indice	VI
Lista de figuras	VIII
Lista de quadros	IX
Lista de abreviaturas	XII
1. Introdução	1
2. Revisão bibliográfica	2
2.1. Características dos substratos das plantas envasadas	2
2.1.1. Propriedades físicas	2
2.1.1.1. Granulometria	3
2.1.1.2. Porosidade total	4
2.1.1.3. Densidade	5
2.1.1.4. Retenção de água	5
2.1.1.5. Porosidade ocupada pelo ar	7
2.1.1.6. Compactação	9
2.1.2. Propriedades químicas	9
2.1.2.1. pH	10
2.1.2.2. Capacidade de troca catiónica	11
2.1.2.3. Salinidade	12
2.1.2.4. Disponibilidade de nutrientes	14
2.1.3. Propriedades biológicas	15
2.1.3.1. Fitotoxicidade	17
2.2. Principais componentes dos substratos	19
2.2.1. Turfa	19
2.2.1.1. Importância das turfeiras	21
2.2.1.2. Substratos de turfa	22
2.2.2. Resíduos orgânicos como substratos	25
2.2.2.1. Fibra de coco	25

2.2.2.2.	Casca de pinheiro	29
2.2.2.3.	Composto	30
3.	Material e métodos	33
3.1.	Substratos	33
3.1.1.	Materiais utilizados na formulação de substratos sem turfa	33
3.1.2.	Substratos comerciais	34
3.1.3.	Preparação dos substratos sem turfa	35
3.1.4.	Adubação complementar dos substratos comerciais	36
3.2.	Espécies utilizadas no ensaio	36
3.3.	Instalação e condução do ensaio	36
3.4.	Avaliação do crescimento das plantas	38
3.5.	Caracterização dos substratos	38
3.5.1.	Ensaio de germinação para avaliação de fitotoxicidade	38
3.5.2.	Características químicas e físico-químicas dos substratos	39
3.5.3.	Análise das plantas	40
3.6.	Tratamento estatístico	41
4.	Resultados e discussão	42
4.1.	Características dos substratos	42
4.2.	Ensaio de germinação	46
4.3.	Crescimento	48
4.3.1.	Espécies transplantadas para os vasos, de crescimento mais rápido	48
4.3.2.	Espécies transplantadas para os vasos, de crescimento mais lento	51
4.3.3.	Espécies semeadas nos vasos	54
4.4.	Macroelementos	57
4.4.1.	Espécies transplantadas para os vasos, de crescimento mais rápido	57
4.4.2.	Espécies transplantadas para os vasos, de crescimento mais lento	60
4.4.3.	Espécies semeadas nos vasos	63
5.	Conclusões	67
	Bibliografia	69

Lista de figuras

Figura 2.1 Curva de libertação de água (DeBoodt e Verdonck, 1972, extraído de Batista e Batista, 2007).	7
Figura 2.2 Turfeira de <i>Sphagnum</i> . Ilha Terceira. (Extraído de http://naturlink.sapo.pt/Natureza-e-Ambiente/Fauna-e-Flora/content/Ecologia-das-Turfeiras-de-Sphagnum-dos-Acores?bl=1)	19
Figura 2.3 Drupa de coqueiro (extraído de http://mauimike6.wordpress.com/2009/09/14/the-coconut-palm/)	26
Figura 2.4 Fibra de coco (extraído de http://orquidea.base33.net/duvidas/98-plantio-de-orquideas)	26
Figura 3.1 Vasos preenchido com os dez substratos utilizados no ensaio	37
Figura 3.2 Vasos após a sementeira e plantação das plantas aromáticas utilizadas no ensaio.	38
Figura 4.1 Resultados do ensaio de germinação	48
Figura 4.2 Plantas de tomilho limão nos vários substratos antes da colheita	49
Figura 4.3 Plantas de menta nos vários substratos antes da colheita	50
Figura 4.4 Plantas de alfavaca nos vários substratos antes da colheita	52
Figura 4.5 Plantas de alecrim nos vários substratos antes da colheita	53
Figura 4.6 Plantas de manjerição nos vários substratos antes da colheita	54
Figura 4.7 Plantas de coentro nos vários substratos antes da colheita	55
Figura 4.8 Plantas de salsa nos vários substratos antes da colheita	56

Lista de quadros

Quadro 2.1 – Efeito da granulometria de casca de pinheiro compostada no arejamento e na retenção de água disponível para as plantas.	4
Quadro 2.2 – Interpretação dos valores de condutividade elétrica obtidos através do extrato de saturação e dos extratos aquosos 1:2 e 1:5 em volume.	14
Quadro 2.3 – Valores de macronutrientes recomendados para as plantas envasadas.	15
Quadro 2.4 – Diferentes métodos de classificação da turfa	20
Quadro 2.5 – Percentagem de micro e macroporos em quatro diferentes tipos de turfa	23
Quadro 3.1 – Composição das fibras de coco, composto e substratos comerciais usados nos ensaios.	34
Quadro 3.2 – Composição e fertilização dos substratos utilizados no ensaio.	35
Quadro 4.1 – pH e condutividade elétrica (mS cm^{-1}) no extrato aquoso 1:5 (v v^{-1}) dos substratos utilizados no ensaio.	43
Quadro 4.2 – Teores de azoto nítrico (N-NO_3^-), azoto amoniacal (N-NH_4^+) e azoto mineral nos substratos (mg L^{-1}).	44
Quadro 4.3 – Teores de fósforo (P), potássio (K), cálcio (Ca), magnésio (Mg) e sódio (Na) nos substratos (mg L^{-1}).	45
Quadro 4.4 – Valores médios do índice de vitalidade Munoo-Liisa (MLV, %), do índice de germinação (%) e do índice de comprimento das raízes (%).	47
Quadro 4.5 – Valores médios dos parâmetros avaliados para caracterizar o crescimento do tomilho limão (<i>Thymus citriodorus</i>)	49
Quadro 4.6 – Valores médios dos parâmetros avaliados para caracterizar o crescimento da menta (<i>Mentha x piperita</i>)	50
Quadro 4.7 – Valores médios dos parâmetros avaliados para caracterizar o crescimento da alfazema (<i>Lavandula hibrida</i>)	52
Quadro 4.8 – Valores médios dos parâmetros avaliados para caracterizar o crescimento do alecrim (<i>Rosmarinus officinalis</i>)	53

Quadro 4.9 – Valores médios dos parâmetros avaliados para caracterizar o crescimento do manjeriço (<i>Ocimum basilicum</i>)	54
Quadro 4.10 – Valores médios dos parâmetros avaliados para caracterizar o crescimento do coentro (<i>Coriandrum Sativum</i>)	55
Quadro 4.11 – Valores médios dos parâmetros avaliados para caracterizar o crescimento da salsa (<i>Petroselinum Crispum</i>)	56
Quadro 4.12 – Valores médios da concentração de macronutrientes e sódio na parte aérea das plantas de tomilho limão (<i>Thymus citriodorus</i>)	58
Quadro 4.13 – Valores médios da quantidade de macronutrientes e sódio extraídos por cada planta de tomilho limão (<i>Thymus citriodorus</i>)	58
Quadro 4.14 – Valores médios da concentração de macronutrientes e sódio na parte aérea das plantas de menta (<i>Mentha x piperita</i>)	59
Quadro 4.15 – Valores médios da quantidade de macronutrientes e sódio extraídos por cada planta de menta (<i>Mentha x piperita</i>)	60
Quadro 4.16 – Valores médios da concentração de macronutrientes e sódio na parte aérea das plantas de alfavaca (<i>Lavandula hibrida</i>)	60
Quadro 4.17 – Valores médios da quantidade de macronutrientes e sódio extraídos por cada planta de alfavaca (<i>Lavandula hibrida</i>)	61
Quadro 4.18 – Valores médios da concentração de macronutrientes e sódio na parte aérea das plantas de alecrim (<i>Rosmarinus officinalis</i>)	61
Quadro 4.19 – Valores médios da quantidade de macronutrientes e sódio extraídos por cada planta de alecrim (<i>Rosmarinus officinalis</i>)	62
Quadro 4.20 – Valores médios da concentração de macronutrientes e sódio na parte aérea das plantas de manjeriço (<i>Ocimum basilicum</i>)	63
Quadro 4.21 – Valores médios da quantidade de macronutrientes e sódio extraídos por cada planta de manjeriço (<i>Ocimum basilicum</i>)	63
Quadro 4.22 – Valores médios da concentração de macronutrientes e sódio na parte aérea das plantas de coentro (<i>Coriandrum sativum</i>)	64
Quadro 4.23 – Valores médios da quantidade de macronutrientes e sódio extraídos por cada planta de coentro (<i>Coriandrum sativum</i>)	64

Quadro 4.24 – Valores médios da concentração de macronutrientes e sódio na 65
parte aérea das plantas de salsa (*Petroselinum crispum*)

Quadro 4.25 – Valores médios da quantidade de macronutrientes e sódio 65
extraídos por cada planta de salsa (*Petroselinum crispum*)

Lista de abreviaturas

CE: condutividade elétrica

CTC: capacidade de troca catiónica

da: densidade aparente

dr: densidade real

MLV: índice de vitalidade de Munoo-Liisa

MPB: modo de produção biológico

OG: organic production

PAM: plantas aromáticas e medicinais

pF: logaritmo da altura da coluna de água

Pt: porosidade total

1. Introdução

A utilização de plantas aromáticas é uma prática antiga. O seu cultivo é direcionado à extração dos óleos essenciais mas, também, ao aproveitamento dos seus aromas para uso culinário e de perfumaria ou, ainda, para fins medicinais.

O interesse geral na produção de plantas aromáticas e medicinais (PAM) e, em particular, no modo de produção biológico (MBP), tem aumentado à escala mundial. Morujo (2012) recolheu os dados disponíveis sobre Portugal que confirmaram esta tendência: os produtores continentais de PAM em MBP passaram de 27, em 2004, para 173, em 2010. Trata-se de um setor com potencial de crescimento no país, sendo favorecido *in primis* pelas características edafoclimáticas do território. No entanto, apesar do aumento da área de cultivo destas espécies no solo, verifica-se que a sua produção à escala comercial, em vasos em MPB tem pouca expressão em Portugal.

Na Europa, a produção de plantas em vasos origina um consumo anual de cerca de 16 milhões de metros cúbicos de substratos, dos quais 85% têm como componente principal a turfa (Verdonck, 2007). Embora seja permitida a utilização de turfa em MPB, a extração deste recurso comporta uma série de problemas a nível ambiental, incluindo a contribuição para o aquecimento global (Drees *et al.*, 2011). Por outro lado, os agricultores que pretendem implementar o modo de produção biológico, ou os atores sensíveis ao tema da sustentabilidade, devem ter em consideração que um dos elementos essenciais, no qual assenta a produção biológica, é a reciclagem de matéria orgânica e que um dos desafios propostos é a mitigação das alterações climáticas (Mourão, 2009).

Partindo destes pressupostos e contando com o suporte logístico da empresa Teciplante, foi conduzido o presente estudo que tem como objetivo contribuir para o desenvolvimento de um processo de produção de PAM envasadas, em MPB, com o duplo propósito de não recorrer à turfa na formulação do substrato e, em paralelo, de reaproveitar resíduos de produção nessa formulação. Foi, deste modo, avaliado o desempenho de diferentes substratos, constituídos por fibra de coco e composto de casca de pinheiro, no cultivo de sete diferentes espécies de PAM em vasos. Utilizaram-se ainda, como controlo, substratos comerciais com turfa certificados para MPB.

2. Revisão bibliográfica

2.1. Características dos substratos das plantas envasadas

O cultivo de plantas em vaso difere muito do cultivo em pleno campo. Nos vasos o volume disponível para as raízes é muito reduzido e é apenas neste pequeno espaço que o sistema radicular da planta pode satisfazer as suas exigências em ar, água e nutrientes. O meio de crescimento usado deve, portanto, proporcionar um adequado armazenamento de água e nutrientes e, em paralelo, fornecer um bom arejamento. Por esta razão, é preferível utilizar substratos mais homogêneos e porosos, em detrimento do uso de solo que, na maioria dos casos, é heterogêneo e compactado (Raviv e Lieth, 2007).

Brito (2012) define substrato como um material, natural ou artificial, onde se desenvolvem as raízes das plantas cultivadas na ausência de solo, em recipientes, e que deve servir para fixá-las e suprir as suas necessidades de ar, água e nutrientes. Quer o substrato apresente fertilidade inicial, quer não, é oportuno estabelecer um plano de fertilização para que as plantas possam ter os nutrientes dos quais precisam durante a germinação e o crescimento (Abad, 1991).

De acordo com Reis (2009), os aspetos determinantes a considerar na escolha do substrato são:

- o objetivo de produção (ex. se o ciclo de vida da planta é longo ou curto);
- as condições técnicas que irão ocorrer (modo de propagação, tipo de rega e fertilização, forma e tamanho do recipiente, etc.);
- a possibilidade de obtenção de um substrato com as mesmas características ao longo do tempo;
- o preço do produto.

Para obter bons resultados durante a germinação, o enraizamento e o crescimento das plantas, o substrato deverá possuir determinadas características físicas, químicas e biológicas.

2.1.1. Propriedades físicas

Um substrato é constituído por três fases, cada uma desempenhando um papel específico (Lemaire, 1995):

- a fase sólida que suporta o sistema radicular e, assim, assegura a estabilidade da planta;

- a fase líquida que fornece a água e os nutrientes;
- a fase gasosa que proporciona o transporte de oxigénio e dióxido de carbono entre as raízes e o ar externo.

Para garantir que todas estas funções sejam desempenhadas, o substrato deve fornecer às raízes, em simultâneo, uma boa estrutura e níveis adequados de ar e água.

As propriedades físicas que influenciam estas características são: a granulometria, a porosidade total, a densidade, a retenção de água, a porosidade ocupada pelo ar e a compactação.

2.1.1.1. Granulometria

A granulometria, ou seja, a distribuição do tamanho das partículas, tem um efeito importante nas quantidades de ar e de água presentes nos substratos, sendo aquela que determina o número e o volume dos poros.

Por norma, pode-se afirmar que um conjunto de partículas com maior diâmetro são responsáveis pela formação de poros maiores (macroporos), ocupados por ar, enquanto as de menor diâmetro são responsáveis pela formação de poros menores (microporos), ocupados por água (Brito, 2012). Abad et al. (2004), e López (2005, *cit. in* Matos, 2011) indicam que a fronteira entre micro e macroporos situa-se nos 30 µm.

Nos meios de cultivo, onde as partículas não apresentam dimensão única e regular, a porosidade aumenta com o tamanho destas. Contudo, se a distribuição de tamanhos for ampla, as partículas pequenas alojam-se nos poros, entre as partículas maiores, reduzindo-lhes o volume e, conseqüentemente, a porosidade ocupada pelo ar (Miner, 1994).

Para Reis (2009), do ponto de vista do tamanho das partículas, o mais adequado para permitir o fornecimento de água e suficiente arejamento, é normalmente um material com textura grosseira a média, com partículas entre 0,25 e 2,25 mm. Abad *et al.* (2004), similarmente, apontam para uma distribuição de partículas entre 0,25 e 2,5 mm.

Verdonck e Demeyer (2004) estudaram o efeito do tamanho das partículas de casca de pinheiro compostada nas propriedades físicas (retenção de água e arejamento) chegando à conclusão que, para otimizar o meio de cultivo, devem-se misturar partículas de diferentes dimensões do mesmo material ou, em alternativa, diversas frações de distintos materiais (Quadro 2.1).

Quadro 2.1 – Efeito da granulometria de casca de pinheiro compostada no arejamento e na retenção de água disponível para as plantas (Verdonck e Demeyer, 2004).

Mistura	Fração em %			Volume ar	Volume água
	0-1 mm	1-2 mm	>2 mm	%	%
1	10	50	40	38,2	9,0
2	30	30	40	30,5	14,7
3	50	10	40	12,6	24,6

2.1.1.2. Porosidade total

A porosidade é a percentagem de volume total do substrato que não se encontra ocupado pela fase sólida, isto é, o quociente entre o volume total dos poros e o volume total que o material ocupa no recipiente (Miner, 1994).

Conhecer o valor desta propriedade permite ter uma ideia da potencialidade do substrato em reter os fluidos, nomeadamente, ar e água.

A porosidade total pode variar entre 30% em solos compactados e 95% em algumas turfas (Miner, 1994). Para os substratos em vaso, o valor ótimo deve ser superior a 85% do volume total, de forma a garantir uma adequada disponibilidade de água e ar (Verdonck e Gabriëls, 1992 *cit. in* Brito, 2012; Miner, 1994; Abad *et al.*, 2004; Reis, 2009).

Contudo, o conhecimento da porosidade total não permite caracterizar, convenientemente, o seu espaço, podendo diferentes materiais com igual porosidade ter um comportamento bastante diferente, em relação à retenção da água e ao arejamento (Gras, 1987, *cit. in* Correia, 2006).

Além disso, a porosidade não se mantém constante durante a cultura, devido a vários fatores (Lemaire, 1995):

- constrangimentos mecânicos ou stresses hídricos que comprimem o material;
- evolução biológica da matéria orgânica;
- separação das partículas finas transportadas com a rega até o fundo do recipiente.

A porosidade total (Pt) calcula-se a partir da densidade aparente (da) e da densidade real (dr) (Miner, 1994):

$$Pt(\%) = 100 \left(1 - \frac{da}{dr} \right)$$

2.1.1.3. Densidade

A densidade aparente corresponde à massa de material (substrato) por unidade de volume.

A densidade real representa a densidade dos sólidos do substrato e é igual à massa de sólidos dividida pelo volume ocupado pelos mesmos (Batista e Batista, 2007).

A densidade real pode determinar-se a partir do teor de cinzas (% referente à matéria seca). O substrato é uma mistura entre a componente orgânica (matéria orgânica) e a componente mineral (cinza, C), cujas densidades reais são normalmente consideradas de 1,50 g cm⁻³ e 2,65 g cm⁻³, respetivamente (Miner, 1994). Assim, segundo este autor, o valor da densidade real é o seguinte:

$$dr = \frac{100}{\frac{100 - C}{1,50} + \frac{C}{2,65}}$$

A densidade aparente de um substrato deve ser suficiente para garantir a ancoragem da planta, embora esta não deva ser muito alta, pois pode ser indicadora de compactação e de maior dificuldade de manejo. Abad *et al.* (2004) asseguram que nas estufas, onde o vento não constitui fator limitante, a densidade aparente pode ser baixa. Abad *et al.* (2004) e López (2005, *cit. in* Matos, 2011) sugerem um valor de 0,15 g cm⁻³.

2.1.1.4. Retenção de água

A quantidade máxima de água que um substrato dentro de um recipiente pode conter no seu próprio volume, depois de completa saturação e drenagem, é definida como “capacidade em contentor” (Lemaire, 1995).

Porém, a planta não tem acesso imediato a toda a água retida à “capacidade em contentor”, visto que, consoante o tipo de poros, será retida com mais ou menos força. Qualquer partícula de água presente no substrato está relacionada com as forças que atuam sobre ela e que criam o seu potencial total (Ψ_{tot}). Segundo Raviv *et al.* (2004) estas forças são:

- força de gravidade, associada ao potencial gravitacional, Ψ_g ;
- forças capilares (de adesão, entre a água e a superfície do substrato, e de coesão, entre as moléculas de água), englobadas no potencial matricial, Ψ_m ;
- forças entre as partículas dissolvidas e as moléculas de água, proporcionais ao potencial osmótico, Ψ_o .

$$\Psi_{\text{tot}} = \Psi_g + \Psi_o + \Psi_m$$

A força de gravidade esvazia os poros maiores, que desta forma se tornam disponíveis para o ar. Nos poros pequenos, pelo contrário, as forças capilares e osmótica vencem a gravidade, retendo a água.

Para que haja fluxo de água favorável à planta é necessário que o potencial da água no substrato seja maior ao potencial nas células radiculares (Ribeiro, 1996).

O potencial, expresso em Pascal (Pa) no Sistema Internacional (S.I.), é mais frequentemente referido em termos de pF, ou seja, como logaritmo da altura da coluna de água que exerce uma pressão equivalente à força de retenção ou atração do solo ou substrato para a água (Costa, 1975 *cit. in* Ribeiro, 1996).

O intervalo de valores do potencial da água no qual, normalmente, são cultivadas as plantas em contentores, está compreendido entre 1 kPa (10 cm de coluna de água ou pF 1) e 10 kPa (100 cm de coluna de água ou pF 2), correspondente à água retida nos poros de diâmetro entre 30 e 300 μm (Miner, 1994). O teor de água do substrato no estado de “capacidade em contentor”, é associado à água retida a 1 kPa (10 cm de coluna de água ou pF 1) enquanto o teor de água mínimo corresponde à retenção a 10 kPa (100 cm de coluna de água ou pF 2). Para além deste último valor (10 kPa), o desenvolvimento da planta é penalizado, mesmo que não se manifestem fenómenos de emurchecimento (Ribeiro, 1996).

Utilizando a curva de retenção da água dos solos (Fig. 2.1) com os valores apropriados para os substratos supramencionados, De Boodt e Verdonck (1972) definiram várias seções da curva do seguinte modo:

- Volume do material sólido – representa a diferença entre o volume do substrato e a porosidade total.
- Porosidade ocupada pelo ar – corresponde ao volume de poros preenchido pelo ar e é determinada pela diferença entre a porosidade total e o volume de água retido a 1 kPa (10 cm de tensão ou pF 1).
- Água facilmente disponível – é a parte da água que as plantas absorvem com mais facilidade. Constitui a diferença entre o volume de água retida a 1 kPa (10 cm de tensão ou pF 1) e a 5 kPa (50 cm de tensão ou pF 1,7).
- Água de reserva – volume de água que está menos disponível, mas que ainda pode ser absorvido em situações de stress (Ribeiro, 1996). Obtido pela diferença entre o volume de água retida a 5 kPa (50 cm de tensão ou pF 1,7) e 10 kPa (100 cm de tensão ou pF 2).

- Água dificilmente disponível – água sujeita a força de retenção muito elevada cuja utilização penaliza o crescimento das plantas (De Boodt e Verdonck, 1972). É a água retida com forças de retenção superiores a 10 kPa (100 cm ou pF 2).

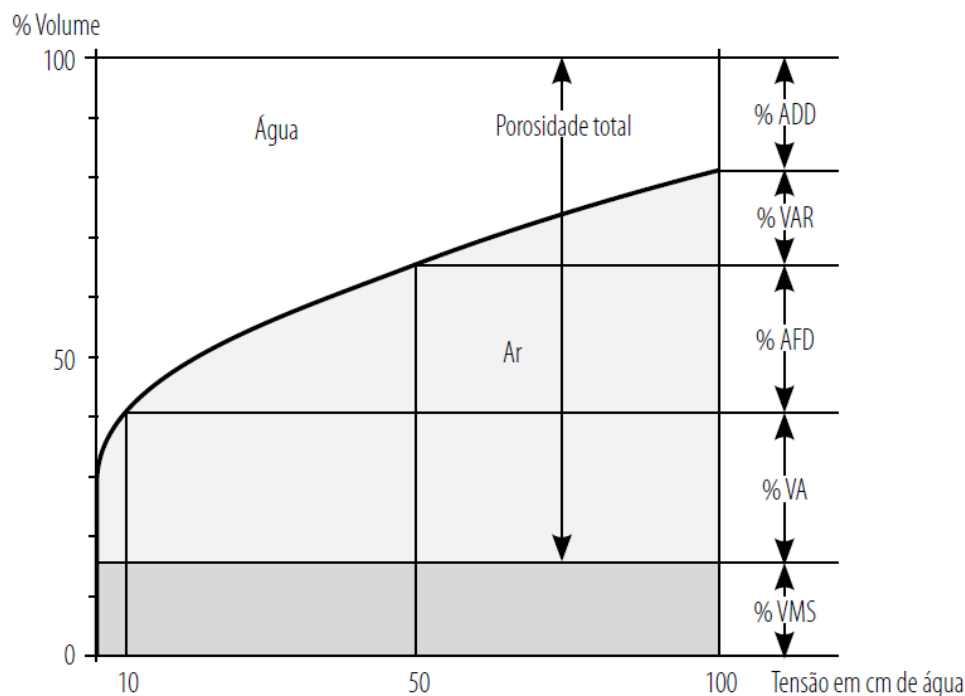


Figura 2.1 Curva de libertação de água (DeBoodt e Verdonck, 1972, extraído de Batista e Batista, 2007). %VMS – percentagem de volume de material sólido; %VA – capacidade de arejamento; %AFD – percentagem de volume de água facilmente disponível; %VAR – percentagem de volume de água de reserva; %ADD – percentagem de volume de água dificilmente disponível.

Verdonck e Gabriëls (1992, *cit. in* Brito, 2012) tal como Abad *et al.* (2004) concordam em afirmar que, para ter condições ideais ao desenvolvimento da planta, a quantidade da água disponível (soma da água facilmente disponível e da água de reserva), deve corresponder ao 24-40% do volume do substrato, dividida entre o 20-30% de água facilmente disponível e 4-10% de água de reserva.

2.1.1.5. Porosidade ocupada pelo ar

A porosidade ocupada pelo ar é definida como sendo o volume de poros que contêm ar depois do substrato ter sido saturado e deixado drenar, a uma tensão de água de 1 kPa.

A deficiência de oxigénio na rizosfera tem efeitos imediatos na formação e crescimento das raízes, na atividade microbiana e na captação de água e nutrientes. Embora mais arejados

do que os solos, os substratos podem sofrer por carência de ar por várias razões (Raviv *et al.*, 2004):

- as plantas cultivadas em vaso, por regra, apresentam uma alta taxa de crescimento, associada a um aumento da respiração. Em paralelo, o aumento da procura de água torna mais difícil permitir a presença de um teor de água suficiente no substrato;
- as altas temperaturas das estufas aumentam a transpiração, enquanto diminuem a quantidade de oxigénio dissolvido na solução do substrato;
- os microrganismos aeróbicos competem com as raízes pelo oxigénio, sobretudo se os substratos contiverem matéria orgânica.

O oxigénio é transferido às raízes (mediante difusão) através da lâmina de água que as rodeia. A espessura desta lâmina de água é de grande importância, pois a velocidade de difusão do oxigénio na água é 10^4 vezes mais pequena do que no ar. Se, porém, a textura e estrutura do substrato favorecerem a permanência de água na maioria dos poros após a rega, o transporte de oxigénio será reduzido de forma severa, o dióxido de carbono será acumulado, haverá produção de “álcoois” e etileno na raiz, a absorção de nutrientes ficará quase totalmente inibida, assim como a produção de fito-hormonas. Tudo isto resultará na redução do crescimento da raiz e, por vezes, no emurchecimento da planta (Abad *et al.*, 2004; Handreck e Black, 2010).

Os valores de porosidade ocupada pelo ar considerados ideais diferem entre os vários autores, pois são dependentes de diversos fatores, tais como: a temperatura, o estado fenológico da planta e a taxa de crescimento potencial (Raviv *et al.*, 2004). Por sua vez, Miner (1994) introduz outros fatores: a diferente tolerância das plantas, o tipo de manejo e os métodos usados para determinar os valores de porosidade.

Batista e Batista (2007) recolheram as opiniões de vários investigadores encontrando os seguintes valores de porosidade de ar (% em volume): Joiner e Conover (1965) e Bunt (1974) referem-se a um teor superior a 10%; Puustjarvi (1974) considera 45% e Poole *et al.* (1981) 5-30%. Para Verdonck *et al.* (1974), o crescimento ótimo das plantas verifica-se para um teor em ar de 20% enquanto segundo Penningsfeld (1978) as plantas cultivadas em contentor necessitam de um mínimo de 15% de ar (Batista e Batista, 2007).

Ainda Verdonck e Gabriëls (1992, *cit. in* Brito, 2012) distinguem entre valores de 10-15% ou inferiores, para a fase de germinação e propagação vegetativa, e de 15-25% para o crescimento de plantas em estufa. Miner (1994) afirma que para os substratos em vaso é aceite, de forma geral, um valor compreendido entre 10 e 20%.

Warkentin (1984 *cit. in* Ribeiro, 1996) e Rivière (1995, *cit. in* Ribeiro, 1996) asseveram que, apesar de não existir consenso entre os autores, uma porosidade ocupada pelo ar de 20% é normalmente referida como valor médio, suficiente para garantir o arejamento necessário do substrato.

2.1.1.6. Compactação

A compactação do volume do substrato em plantas envasadas pode acontecer devido a várias razões (Bunt, 1988 e Lemaire *et al.*, 1989 *cit. in* Ribeiro, 1996):

- impacto da água da rega sobre o substrato;
- compactação durante o enchimento dos vasos;
- diminuição do volume em situações de secagem do substrato;
- decomposição de materiais orgânicos pouco estabilizados. Lemaire *et al.* (1998) classificam os materiais orgânicos da seguinte forma: muito estáveis (ex. fibra de coco e casca de pinheiro compostada); estáveis (ex. turfa finlandês e resíduos florestais compostados); pouco estáveis (ex. estrumes);
- transferência das partículas mais finas para o fundo do recipiente inserindo-se nos poros maiores.

Segundo Ribeiro (1996) uma compactação excessiva pode levar a:

- diminuição da porosidade total com consequente pioria da drenagem;
- redução dos macroporos que comporta a possibilidade de asfixia radicular;
- aumento dos microporos e das forças matriciais que rendem mais difícil extrair a água;
- aumento da concentração de sais;
- restrições à penetração das raízes;
- menor mineralização de azoto orgânico pelas condições pouco favoráveis ao desenvolvimento dos microrganismos responsáveis.

2.1.2. Propriedades químicas

As propriedades químicas do substrato e a relação estabelecida entre elas têm importantes consequências no crescimento das plantas cultivadas. Estas propriedades determinam o tipo de reações que ocorrem no substrato, a mobilidade dos elementos e, consequentemente, o nível de desenvolvimento da planta e as possíveis medidas a aplicarem. Vão-se expor, de forma sumária, o pH, a capacidade de troca catiónica (CTC), a salinidade e o teor de nutrientes.

2.1.2.1. pH

Os meios de cultivo possuem um valor de pH que afeta o comportamento dos nutrientes minerais dissolvidos na solução aquosa, influenciando a nutrição das plantas e determinando as reações ácido-báse do substrato (Miner, 1994; Lemaire, 1995). Os principais efeitos do pH manifestam-se na disponibilidade em nutrientes, na capacidade de troca catiónica e na atividade biológica (Abad *et al.*, 2004)

A maioria dos substratos apresenta um pH compreendido no intervalo entre 3,5 e 9 (Lemaire, 1995). A maior parte das espécies consegue sobreviver em valores de pH que vão de 4 a 8, sem sofrer distúrbios significativos, desde que todos os nutrientes necessários sejam fornecidos sob forma disponível. Todavia, o rendimento da planta pode ficar prejudicado em condições extremas de acidez ou alcalinidade. (Batista e Batista, 2007).

Um baixo valor de pH pode conduzir a uma elevada disponibilidade de micronutrientes catiões (Fe, Mn, Zn, Cu) na solução do solo com risco de fitotoxicidade e, ainda, a uma menor disponibilidade de outros nutrientes, como fósforo, potássio, cálcio, magnésio, enxofre e molibdênio (Santos, 2012; Abad *et al.*, 2004; Brito, 2012). Em condições de acidez muito elevada verifica-se, também, a repressão da atividade de mineralização da matéria orgânica, por parte dos microrganismos responsáveis, assim como da fixação simbiótica do azoto atmosférico, conduzida pelas bactérias dos géneros *Rhizobium* e *Bradyrhizobium* (Ribeiro, 1996). Pode, ainda, haver acumulação do ião amónio (NH_4^+), consequência da inibição das bactérias *Nitrosomonas* e *Nitrobacter* (Santos, 2012).

Pelo contrário, um valor excessivamente alto de pH pode precipitar os micronutrientes catiões, tornando-os indisponíveis para a planta, e provocar deficiências de fósforo, potássio e boro (Santos, 2012; Abad, 2004; Adams, 2004; Brito, 2012). Com alta alcalinidade é, também, afetada a atividade de transformação do ião nitrito (NO_2^-) em ião nitrato (NO_3^-), com possível acumulação do primeiro e consequentes problemas de fitotoxicidade (Santos, 2012).

O intervalo ótimo de pH para o crescimento das plantas varia segundo os autores, colocando-se entre um valor mínimo de 5,0 e um valor máximo de 6,5 (Lucas e Davis, 1961 *cit. in* Batista e Batista, 2007; Peterson, 1981 *cit. in* Ribeiro, 1996; Abad *et al.*, 2004; Adams, 2004; Urrestarazu, 2004; Brito, 2012). Em termos práticos, pode considerar-se o intervalo entre 5,3 a 6,5 como o adequado para a generalidade das espécies (Miner, 1994).

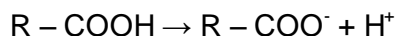
Em condições de cultura intensiva, é recomendável estabilizar o valor de pH (Batista e Batista, 2007). Os materiais orgânicos apresentam maior capacidade tampão do que os

minerais, devido à presença de substâncias húmicas. Contudo, por vezes, é oportuno fazer ajustamentos. Quando é necessário descer o valor de pH dos substratos alcalinos, pode recorrer-se ao enxofre, sulfato de alumínio ou de ferro, adubos amoniacais, ácidos cítrico, nítrico, fosfórico ou sulfúrico. Em caso de substrato ácido (ex. turfa loira), o pH pode ser aumentado com a utilização de calcário calcítico (essencialmente constituído por carbonato de cálcio) ou de calcário dolomítico (constituído por carbonato de cálcio e carbonato de magnésio) (Abad *et al.*, 2004; Brito, 2012).

2.1.2.2. Capacidade de troca catiónica (CTC)

Argilas coloidais e substâncias húmicas têm na superfície das suas partículas uma carga elétrica que permite a adsorção de iões, participando na troca iónica que ocorre entre a matéria sólida e a solução aquosa.

As argilas, devido às substituições isomórficas (Al^{3+} por Si^{4+} e Mg^{2+} por Al^{3+}) na sua estrutura cristalina, apresentam carga negativa constante. O húmus contém grupos funcionais doadores de protões (carboxílico, fenólico, enólico, etc.) na superfície das suas moléculas que se ionizam, gerando uma carga negativa à superfície. O mais importante destes grupos é o carboxílico (Bache, 2002):



A ionização está dependente do pH e, para os valores de pH dos substratos normalmente usados para o cultivo de plantas, as cargas desenvolvidas pelos colóides orgânicos são negativas. O saldo geral das cargas dos colóides será, portanto, negativo e, consequentemente, ocorrerá a adsorção de catiões a estes, para se manter a eletroneutralidade do sistema (Ribeiro, 1996).

A soma dos catiões que podem ser adsorvidos e trocados por um substrato (em proporções variáveis em função da afinidade do catião para o centro adsorção e da sua concentração na solução) é chamada capacidade de troca catiónica (CTC).

Muitos nutrientes formam catiões que as plantas absorvem da solução. Quando se realiza uma fertilização, os colóides carregados negativamente adsorvem os catiões, resultantes da dissociação dos fertilizantes. Estes nutrientes adsorvidos são libertados de forma gradual para compensar a diminuição de concentração da solução, consequência da absorção pela planta (Lemaire, 1995; Bache, 2002; Abad *et al.*, 2004; Handreck e Black, 2010).

O substrato que possui CTC (quimicamente ativo) é, portanto, mais apto a uma libertação equilibrada dos nutrientes, precisando de menor fertilização. Permite, também, evitar o efeito

lixiviante da água e tem um bom poder tampão face às variações de pH, comparativamente com outro quimicamente inerte (Abad *et al.*, 2004; López, 2005 *cit. in* Matos, 2011; Handreck e Black, 2010).

A CTC aumenta com a proporção de matéria orgânica, com a quantidade de partículas finas e com o pH. A pH baixo os grupos funcionais dadores de protões estão pouco ionizados e, por isso, a CTC é menor. À medida que aumenta o pH, os ácidos húmicos perdem iões H^+ aumentando a CTC (Abad *et al.*, 2004; López, 2005 *cit. in* Matos, 2011; Handreck e Black, 2010).

Helling *et al.* (1964, *cit. in* Batista e Batista, 2007) verificaram a existência de uma correlação linear entre a CTC de substâncias húmicas e o valor de pH, expressa pela seguinte equação:

$$CTC \text{ (meq } 100 \text{ g}^{-1} \text{ C orgânico)} = - 59 + 51 \text{ pH}$$

Não existe um valor de CTC considerado ótimo para todos os casos, pois depende do sistema de cultivo e da forma de fertilização. Por exemplo, embora seja uma reserva de nutrientes, quando há uma fertilização contínua durante o cultivo, uma alta CTC pode não trazer grandes benefícios. Por outro lado, uma elevada CTC acompanhada de um baixo grau de saturação em bases, pode originar fenómenos de competição pelos nutrientes, entre o complexo de troca e as plantas (Lemaire *et al.*, 1989 e Ribeiro *et al.*, 2001, *cit. in* Matos, 2011; Handreck e Black, 2010).

2.1.2.3. Salinidade

A salinidade é a excessiva concentração de sais solúveis que pode existir na solução do substrato e que afeta o desenvolvimento da cultura. A salinidade de uma solução costuma ser medida pela sua condutividade elétrica (CE), ou seja, pela sua capacidade de conduzir corrente elétrica, que é proporcional à concentração de sais. A CE expressa-se em $dS \text{ m}^{-1}$ ou $mS \text{ cm}^{-1}$ (Brito, 2012).

As causas mais comuns de salinidade são (Miner, 1994; Ribeiro, 1996):

- presença de concentrações elevadas de sais em alguns componentes do substrato;
- fornecimento excessivo de nutrientes com a fertilização;
- água de rega com elevados teores de sais, nomeadamente, sódio, cloro, boro e azoto nítrico.

A salinidade produz uma série de efeitos (Vasconcelos, 1987; Ribeiro, 1996):

- Efeito osmótico. A diminuição do potencial da água do solo, devido ao aumento da concentração de sais (aumento da pressão osmótica), reduz a absorção de água pelas raízes.
- Efeito do íon específico. Elevadas concentrações de determinados íões, designadamente, sódio, cloro e boro, são fitotóxicas.
A título de exemplo, Verdolt (1983), observou necroses marginais nas folhas mais velhas das plantas de tomate, após dois meses de cultivo num substrato rico em boro.
- Desequilíbrio nutricional. A elevada concentração de determinados íões (Na^+ , Cl^-) reduz a disponibilidade de outros (Ca^{2+} , K^+ , Mg^{2+} , NO_3^-), por competição direta ou por afetar a seletividade iónica das membranas.

Existe uma larga gama de tolerância das culturas aos sais, desde plantas muito sensíveis a outras muito tolerantes. Por outro lado, nem todas apresentam a mesma suscetibilidade aos sais, ao longo das diversas fases do ciclo vegetativo (Vasconcelos, 1987). A resposta da planta à salinidade depende da idade da mesma, das condições ambientais, das práticas de manejo do cultivo e da espécie. As fases mais sensíveis aos sais costumam ser as de germinação e crescimento inicial, enquanto as condições nas quais as plantas mais se ressentem da presença da salinidade, são os períodos de calor, com baixa humidade relativa e elevada transpiração (Abad *et al.*, 2004; Sonneveld, 2004; López, 2005 cit. in Matos, 2011).

Santos (2012), referindo-se aos solos, afirma que a salinidade a que as raízes das plantas estão submetidas, em condições reais, é muito difícil de medir. A salinidade é avaliada através da determinação da condutividade elétrica do extrato de saturação do solo/substrato ou de suspensões de substrato em água em proporções, volume em volume, que variam entre 1:1,5 e 1:6 (Ribeiro *et al.*, 2001, cit. in Matos, 2011). A Norma Europeia 13083:1999 (CEN, 1999) preconiza a utilização do extrato aquoso 1:5 em volume, para a determinação da condutividade elétrica em substratos de cultivo.

Para as espécies mais sensíveis, ou quando a salinidade supera os valores de tolerância da planta, é aconselhável: manter o substrato húmido, não aplicar fertilizante com elevada força iónica quando o meio de cultivo estiver seco, reduzir o stress da planta com sombreado e incremento da humidade relativa do ambiente. Em casos extremos, pode-se recorrer à lixiviação do substrato mas, conhecendo as exigências de nutrientes e através um controlo da fertilização, é possível evitar ou conter a salinidade (Abad *et al.*, 2004).

No quadro 2.2 apresenta-se a interpretação dos valores de condutividade elétrica obtidos através diferentes métodos.

Quadro 2.2 – Interpretação dos valores de condutividade elétrica obtidos através do extrato de saturação e dos extratos aquosos 1:2 e 1:5 em volume.

Extracto de saturação (mS cm ⁻¹)	Extração 1:2 v/v (mS cm ⁻¹)	Extração 1:5 v/v (mS cm ⁻¹)	Interpretação
<0,74	<0,25	<0,12	Muito baixo; indica baixas concentrações de nutrientes.
0,75-1,99	0,25-0,75	0,12-0,35	Apropriado para sementeiras e espécie sensíveis à salinidade.
2,0-3,49	0,75-1,25	0,35-0,65	Satisfatório para a maioria das plantas; alto para espécies muito sensíveis.
3,5-5,0	1,25-1,75	0,65-0,90	Ligeiramente elevado para a maioria das plantas; satisfatório para espécies vigorosas e com altas necessidades em nutrientes.
5,0-6,0	1,75-2,25	0,9-1,1	Redução do crescimento e vigor; emurchecimento e necroses foliares marginais.
>6	>2,25	>1,1	Danos graves e provavelmente morte das plantas.

Fonte: Warncke e Krauskopf (1983; extraído de Ribeiro, 1996).

Neste trabalho consideramos como adequado um valor de salinidade entre 0,35 e 0,65 mS cm⁻¹ (valor adaptado de Warncke e Krauskopf, 1983; Bunt, 1988 e Miner, 1994).

2.1.2.4. Disponibilidade de nutrientes

Mais importante do que o teor total de um determinado nutriente no substrato é a sua disponibilidade para as plantas. Esta depende da forma química em que se encontra o nutriente, assim como das outras características químicas, designadamente pH, CTC e CE, que afetam diretamente o estado dos elementos no substrato. Estes elementos podem estar fortemente “fixados” à matéria sólida ou precipitados e, por isso, menos disponíveis para a planta ou, ainda, em forma de iões, adsorvidos ou na solução aquosa do substrato, disponíveis para serem absorvidos (Brito, 2012). A absorção de nutrientes varia com o tipo de planta e com o seu tamanho, com as mudanças de condições ambientais, com a atividade microbiana e com a quantidade de nutrientes já presentes no substrato (Lemaire, 1995; Adams, 2004).

Os substratos orgânicos diferem entre si no conteúdo de nutrientes. Por exemplo, o bagaço de uva e a fibra de coco possuem altas concentrações de K, a casca de pinheiro fornece K e Mn, enquanto as turfas têm, normalmente, uma disponibilidade de nutrientes muito baixa (Maher *et al.*, 2007; Handreck e Black, 2010).

Os elementos contidos em baixas quantidades podem com facilidade ser adicionados através da fertilização. Conhecer as quantidades já presentes nos substratos permite apoiar a tomada de decisão sobre a fertilização a aplicar evitando-se, também, de incorrer em fitotoxicidade causada pela alta concentração de alguns elementos, como o Mn e o B (Handreck e Black, 2010).

Os métodos de análise dos componentes disponíveis consistem, fundamentalmente, em equilibrar uma amostra de substrato com uma determinada solução extratante (água, acetato de amónio etc.), durante um tempo normalizado. Uma vez alcançado o equilíbrio, determinam-se os nutrientes dissolvidos ou extraídos pela solução (Abad *et al.*, 2004).

No quadro 2.3 são apresentadas as concentrações de nutrientes, nos substratos (extração com água), consideradas adequadas por Verdonck e Gabriëls (1988, *cit. in* Matos, 2011) e Miner (1994) para o cultivo de plantas envasadas e utilizadas como referência neste trabalho.

Quadro 2.3 – Valores de macronutrientes recomendados para as plantas envasadas.

Substrato	N-NO₃⁻ (mg L⁻¹)	N-NH₄⁺ (mg L⁻¹)	P (mg L⁻¹)	K (mg L⁻¹)	Ca (mg L⁻¹)	Mg (mg L⁻¹)	Na (mg L⁻¹)
para sementeira	50 - 200	< 75	19 - 55	51 - 250	> 200	16 - 85	< 50
para transplante	100 - 250	< 125	29 - 100	101 - 650	> 200	16 - 150	< 50

Fonte: Verdonck e Gabriëls (1988, *cit. in* Matos, 2011); Miner (1994).

2.1.3. Propriedades biológicas

Nas condições ambientais do cultivo em estufa, e depois de eventuais regas, fertilização e ajustamento de pH, o substrato das plantas envasadas torna-se um habitat ideal para o desenvolvimento de microrganismos, sobretudo se constituído por matéria orgânica.

Os materiais orgânicos, antes do seu uso como substrato para as plantas, podem estar fortemente (ex. casca de árvores) ou debilmente (ex. turfa loura) colonizados pelos microrganismos. No entanto, durante o cultivo, é comum que estes se reestabeleçam no material.

Os constituintes inorgânicos, tais como perlite, vermiculite e lã de rocha, que no geral são totalmente estéreis antes do uso, podem estar sujeitos a introdução de microrganismos através do transplante, da contaminação durante o manejo ou da transmissão aérea. De

qualquer forma, nos vasos, a estrutura destes materiais inorgânicos praticamente não é afetada pelos microrganismos presentes (Carlile, 1991; Lemaire, 1995).

Relativamente aos substratos orgânicos, todos eles, incluídos os mais estáveis, são passíveis de degradação biológica (por rápida mineralização ou humificação e lenta mineralização), podendo tal processo provocar (Lemaire, 1995; Ribeiro *et al.*, 2001, *cit. in* Matos, 2011; Abad *et al.*, 2004):

- alteração do tamanho das partículas e compactação do substrato (com perda de volume e de porosidade);
- decréscimo do conteúdo em ar e aumento do conteúdo em água a 1 kPa de tensão;
- utilização de azoto por parte dos microrganismos, o qual fica indisponível para as plantas;
- modificação da composição da fase gasosa pela produção do dióxido de carbono podendo a oxigenação dos substratos tornar-se insuficiente e limitante para a respiração radicular;
- aumento de pH e CTC;
- aumento da salinidade por causa da produção de elementos minerais durante a mineralização;
- síntese de novos materiais orgânicos com efeitos fitotóxicos ou estimulante.

Assim, a decomposição da matéria orgânica nos substratos é considerada de forma global como desfavorável do ponto de vista hortícola. (Abad *et al.*, 2004)

A matéria orgânica degrada-se, passando por uma série de transformações na sua composição, até alcançar uma certa estabilidade biológica. Os tecidos dos microrganismos que se alimentam de matéria orgânica apresentam uma relação C/N da ordem de 20 – 30. Em materiais com uma relação C/N superior a este valor, ou seja com uma maior proporção de carbono, é necessário um aporte extra de azoto, que os microrganismos retiram da solução presente no meio de cultivo, competindo com as plantas. Materiais pouco decompostos, que têm uma alta razão C/N, produzem, portanto, uma redução importante do azoto disponível quando usados como substratos.

A relação C/N é tradicionalmente usada como índice da maturidade e estabilidade de um material (Miner, 1994; Abad *et al.*, 2004), mas não fornece informação suficiente sobre o grau de mineralização dos materiais. De facto, esta depende sobretudo da natureza da matéria orgânica presente (celulose, hemicelulose, lenhina) e da sua maior ou menor resistência ao ataque dos microrganismos (Miner, 1994; Lemaire, 1995).

Do ponto de vista prático, pode reduzir-se o conteúdo de substâncias facilmente biodegradáveis (glúcidos, proteínas, etc.) através da compostagem (mantendo níveis suficientes de azoto disponível). Por vezes, o envelhecimento natural ao ar livre do material é suficiente. As condições de cultivo também devem ser consideradas: se o cultivo se prolonga durante longos períodos, é recomendável o uso de materiais mais estáveis (ex. turfa negra); quando as plantas são de crescimento rápido, podem ser cultivadas em materiais menos resistentes à degradação (ex. turfa loira) (Abad *et al.*, 2004).

Por vezes, estão presentes nos substratos microrganismos patogénicos para a cultura, que podem causar doenças no sistema radicular que comprometem o normal desenvolvimento da planta. Entre os mais encontrados, Carlile (1991) indica: *Pythium*, *Phytophthora*, *Fusarium*.

No caso do substrato ou de um dos seus componentes apresentarem existência de patogénicos, pode-se proceder à sua eliminação através da submissão a tratamentos térmicos que incluem: pasteurização com vapor arejado, vaporização a 100 °C e solarização (Handreck e Black, 2010). As altas temperaturas destroem os patogénicos mais comuns, fenómeno que se verifica também na fase termófila da compostagem.

Por outro lado, existe uma série de microrganismos que podem ser introduzidos no substrato e que se relevam úteis por promover a supressão de agentes patogénicos (ex. microrganismos do género *Trichoderma* e *Gliocladium*) ou úteis no posterior crescimento das plantas como a inoculação com microrganismos que estabelecem associações micorrízicas com as raízes das plantas (Carlile, 1991; Koide *et al.*, 1999, *cit. in* Brito, 2012).

2.1.3.1. Fitotoxicidade

A fitotoxicidade corresponde a uma redução do desenvolvimento/crescimento das plantas, que por vezes leva à morte das mesmas, causada pelos efeitos tóxicos de certas substâncias, tais como metais pesados, pesticidas, fitotoxinas ou nutrientes em excesso (salinidade). Esta última é apontada por Handreck e Black (2010) como a causa mais comum de fitotoxicidade dos substratos.

Relativamente às fitotoxinas, estas são muito frequentes na casca das árvores, com variações de acordo com a espécie. Yates e Rogers (1981) e Ortega *et al.* (1996), por exemplo, demonstraram a influência negativa dos compostos fenólicos, presentes na casca de árvores, na germinação e desenvolvimento das plantas (Brito, 2012). Lemaire (1995) refere problemas de fitotoxicidade devida à presença de taninos e resinas tóxicas na casca das plantas caducifólias. Miner (1994) menciona o manganês e os compostos fenólicos

como substâncias fitotóxicas presentes na casca de pinheiro. Handreck e Black (2010) mencionam a necessidade de compostar (por um período mínimo de 6 semanas) ou de tratar com vapor arejado quase todos os tipos de serradura, para reduzir a toxicidade. Em relação à casca de pinheiro, estes autores aconselham, para o mesmo objetivo, o armazenamento em pilhas durante 4 a 6 semanas (envelhecimento) ou, para garantir um bom resultado, a compostagem.

A compostagem fornece, também, um produto final melhorado, com um menor número de microrganismos a competir pelo azoto e com um maior teor em húmus. É importante, no entanto, que este processo seja bem conduzido (principalmente garantindo um bom arejamento), a fim de evitar a formação de outros compostos prejudiciais ao desenvolvimento vegetal como ácidos orgânicos de baixa massa molecular (ex. ácido acético), os compostos fenólicos, os alcaloides ou o amoníaco (Bilderback, 2000 *cit. in* Brito, 2012; Batista e Batista, 2007). Os materiais aos quais, durante a compostagem, é acrescentado o azoto em forma orgânica podem conter concentrações tóxicas de amoníaco. Por isso, depois da compostagem devem ser maturados por vários meses antes de ser considerados livres de fitotoxicidade (Handreck e Black, 2010).

A avaliação da fitotoxicidade pode ser efetuada através de diversos métodos. Entre eles, são muito utilizados os ensaios com plantas que incluem os testes de germinação e os bioensaios de crescimento vegetal (Gómez-Brandón *et al.*, 2008 e Gao *et al.*, 2010a *cit. in* Belo, 2011). Os bioensaios consistem na medição da matéria seca da planta que é cultivada num vaso contendo o substrato a analisar. Os testes de germinação quantificam o número de sementes germinadas, do total colocado no material em análise ou no seu extrato aquoso, e o comprimento das respetivas raízes.

Os testes de germinação, que fornecem resultados mais rápidos, têm sido os mais empregados. Das espécies vegetais testadas, a *Lepidium sativum* (agrião de jardim) tem sido referenciada como aquela que evidencia maior sensibilidade a toxinas, com a vantagem acrescida de fornecer uma resposta rápida (Belo, 2011). Efetivamente a Norma europeia EN 16086-2 utiliza um teste de germinação com *Lepidium sativum* e 72 horas de duração, em condições controladas. Os resultados obtidos permitem calcular o índice de vitalidade de Munoo-Liisa (MLV) que compara a germinação e o comprimento das raízes do material testado com os do controlo (ver Material e Métodos).

2.2. Principais componentes do substrato

2.2.1. Turfa

A turfa é definida como a matéria orgânica derivada da vegetação, apresentando um teor de matéria inorgânica, numa base de massa seca, inferior a 25% (Andrejko *et al.*, 1983 *cit. in* Paavilainen e Päivänen, 1995). É formada pela lenta decomposição de matéria vegetal num ecossistema ácido e com excesso de água (ex. pântanos). Nestas condições, de baixos valores de pH e baixo conteúdo de oxigénio, a atividade microbiana é escassa e, consequentemente, a matéria orgânica é depositada a uma taxa superior à da decomposição, originando a acumulação de matéria fragmentada e não completamente decomposta.

Podem-se encontrar turfeiras numa grande variedade de regiões climáticas, mas a maioria é concentrada nas latitudes 50-60°N, no Canadá, na Rússia e na Finlândia. A origem das turfeiras começou depois do período pós-glaciação (entre 11.000 e 14.000 anos atrás) e a sua composição varia com o tipo de plantas que as constituem (Maher *et al.*, 2007).

Em zonas planas com águas estagnadas (vales fluviais, planícies de inundação e lagos) e ricas em cal e nutrientes, desenvolve-se uma vegetação relativamente exigente. As plantas típicas destes locais são: a cana real (*Typha*), a cana comum (*Phragmites*), o junco (*Carex*), o amieiro (*Alnus*) e o salgueiro (*Salix*). Quando as plantas que invadiram o corpo de água morrem, os seus restos encharcados cobrem os depósitos sobre os quais cresceram. Com o tempo, estas massas orgânicas tornam-se turfas ricas em cálcio e azoto, chamadas turfas baixas ou negras (Penningsfeld e Kurzmann, 1975). O pH das turfas negras é neutro ou ligeiramente alcalino, devido à presença de cálcio, magnésio, potássio e sódio provenientes dos sedimentos dos cursos de água (European Soil Bureau Network, 2005).



Figura 2.2 Turfeira de *Sphagnum*. Ilha Terceira. (. Extraído de <http://naturlink.sapo.pt/Natureza-e-Ambiente/Fauna-e-Flora/content/Ecologia-das-Turfeiras-de-Sphagnum-dos-Acores?bl=1>)

Em zonas frias, chuvosas, com alta humidade ambiental, pobres de elementos nutritivos e sem contacto com a água subterrânea, desenvolvem-se apenas espécies de plantas pouco exigentes. Entre elas, encontram-se os musgos *Sphagnum* e *Polytrichum*, o *Eriophorum* e o *Scheuchzeria palustris*. Algumas destas plantas, especialmente os *Sphagnum*, são caracterizadas por um sistema celular que permite uma grande absorção de água. Depois da morte das plantas, esta propriedade é conservada, de forma tal que o pântano se comporta como uma esponja cheia de água, sem possuir qualquer espaço preenchido por ar. As substâncias vegetais que se vão adicionando nestas condições só se podem decompor de forma lenta e incompleta e, embora se convertam em turfa, a estrutura mantém-se inalterada (Penningsfeld e Kurzmann, 1975). As turfas assim formadas, pobres em nutrientes e com pH ácido, são chamadas turfas altas ou loiras e são as mais usadas na horticultura (European Soil Bureau Network, 2005).

Entre os dois tipos de turfeiras acima descritos, existe uma série de situações intermédias. Uma turfeira alta pode desenvolver-se a partir de uma baixa, quando o fornecimento de água subterrânea e de nutrientes se torna ineficiente.

O sistema de classificação mais usado pelas turfas é o do Von Post: a amostra, saturada em água, é comprimida na mão. Através da observação da cor da água libertada, da quantidade de matéria retida na mão e da sua estrutura, a turfa é categorizada numa escala de 1 a 10. H1 é a classe da turfa não decomposta e H10 corresponde à turfa completamente decomposta. Segundo esta classificação, as turfas loiras situam-se entre as categorias H1 a H4; as turfas “de transição” colocam-se entre o H2 e o H6; e as turfas negras entre o H7 e o H10. Para o uso em horticultura, as mais adequadas são as correspondentes às classes de H1 a H4 (Penningsfeld e Kurzmann, 1975).

Quadro 2.4 – Diferentes métodos de classificação da turfa

Composição botânica	Turfa de musgos (principalmente <i>sphagnum</i>)
	Turfa de junças e carriços (junças, relvas, ervas)
	Turfa lenhosa (resíduos de árvores e arbustos lenhosos)
Grau de decomposição	Fracamente decomposta (H1-H3)
	Mediamente decomposta (H4-H6)
	Altamente decomposta (H7-H10)
Estado trófico	Oligotrófica (baixo conteúdo em nutrientes)
	Mesotrófica
	Eutrófica (alto conteúdo em nutrientes)

Fonte: Maher *et al.* (2007).

2.2.1.1. Importância das turfeiras

É estimado que, no mundo, as turfeiras ocupam uma área de 150 milhões de hectares, correspondente a cerca de 4% da superfície terrestre e a, aproximadamente, 60% das zonas húmidas do planeta (Hammond, 1975; Silva *et al.*, 2007; Bullock *et al.*, 2012).

As turfeiras jogam um papel importante na biosfera sendo envolvidas numa série de processos fundamentais (Silva *et al.*, 2007):

- participam nos ciclos biogeoquímicos;
- suportam as cadeias alimentares;
- ajudam a manter uma boa qualidade de água e as dinâmicas hidrológicas;
- fornecem habitat para muitas espécies animais e vegetais (algumas altamente adaptadas);
- armazenam grandes quantidades de CO₂.

De particular importância é o armazenamento de CO₂. As turfeiras em estado natural funcionam como sumidouros do carbono atmosférico, que é fixado pelas plantas através da fotossíntese. O teor de carbono depende do tipo de turfa e do grau de decomposição dos depósitos, mas é atribuído um valor médio igual a 50% da matéria seca (Naucke, 1990 *cit. in* Paavilainen e Päivänen, 1995). Segundo Parish *et al.*, 2007 (*cit. in* Bullock *et al.*, 2012), o carbono contido nas turfeiras corresponde a 60% do carbono terrestre e é uma quantidade semelhante à retida pela atmosfera. Kuepper (2004) indica uma cifra de 455 mil milhões de toneladas de carbono, que equivalem a 70 anos de emissões industriais. As turfeiras possuem, portanto, um enorme potencial de impacto sobre as alterações climáticas e a sua preservação torna-se uma questão tão importante como a da preservação das florestas.

O armazenamento do carbono é possível apenas enquanto as turfeiras permanecerem em bom estado. Quando são danificadas, entre outras, por drenagem ou extração, tornam-se uma fonte de carbono. Por essa razão, manter as turfeiras em boas condições tem um valor inestimável na luta contra as mudanças climáticas (Silva *et al.*, 2007).

Na opinião de Goodall (1983, *cit. in* Paavilainen e Päivänen, 1995), considerando a área total das turfeiras no mundo, a percentagem modificada pelo homem parece pouco relevante. A situação muda observando cada país singularmente. A título de exemplo, no Canadá, a proporção de turfeiras virgens corresponde a 99%, enquanto na Holanda é de 0% (Kivinen e Pakarinen, 1981 e Johnson, 1985 *cit. in* Paavilainen e Päivänen, 1995).

Muitas das turfeiras europeias já têm sido exploradas ou destruídas por várias razões (Kuepper, 2004; Bullock *et al*, 2012):

- recolha manual ou mecânica da turfa para a sua utilização como combustível;
- recolha industrial para geração de eletricidade ou como produto de jardinagem;
- turfeiras usadas como pastagens para o gado;
- florestação.

Estas atividades, não sustentáveis em termos de sobrevivência do sensível ecossistema turfeira, comportam uma série de consequências ambientais negativas (Bullock *et al*, 2012):

- degradação da paisagem;
- perda de espécies, comprometida por causa da redução do habitat (Drees *et al*, 2011);
- erosão do solo;
- sedimentação dos cursos de água;
- emissão de carbono.

2.2.1.2. Substratos de turfa

Já a partir da metade do século passado, começou-se usar a turfa como substrato para as plantas e o seu uso tem vindo crescer. Atualmente, é o primeiro componente dos substratos em toda a Europa e na América do norte (Wever, 1991, Maher *et al.*, 2007).

A turfa de *sphagnum* (turfa loira) é aquela que apresenta mais características adequadas à utilização em horticultura, principalmente devido ao bom arejamento, à alta capacidade de retenção de água e aos baixos pH e teor em nutrientes que permitem atingir os valores desejados, através da adição de corretivos alcalinizantes e de adubos. A turfa de junças (turfa negra), pelo contrário, não possui propriedades químicas e físicas muito favoráveis ao seu uso nos meios de cultivo, pois torna-se difícil de se humedecer uma vez seca e tem tendência para compactar. Estas características estão relacionadas com a sua textura fina devida à alta decomposição. Por estas razões, é usada sobretudo como corretivo orgânico do solo, podendo, todavia, ser empregada, com sucesso, nas misturas de substrato quando melhorada com o acrescento de outros materiais (Verdure, 1981; Nørgaard, 1991; Abad *et al.*, 2004; Kuepper, 2004).

As propriedades físicas e químicas da turfa dependem principalmente da origem dos resíduos das plantas que a compõem, do seu grau de decomposição e das alterações físicas e bioquímicas que ocorrem *in situ*. A origem botânica determina características como

a acidez, o teor em nutrientes e o conteúdo em cinzas; o grau de decomposição tem influência na estrutura e nas propriedades físico-químicas (Puustjarvi e Robertson, 1975).

A densidade aparente da turfa costuma ser baixa, com valores que variam entre 0,02 g cm⁻³ e 0,47 g cm⁻³, traduzindo-se numa vantagem em termos de custos de transporte e numa alta porosidade total do material. Os valores de porosidade total encontrados na bibliografia oscilam entre o 81% e o 97%, sendo os mais elevados relativos às turfas pouco decompostas e os mais baixos às turfas mais decompostas e finas (Holstener-Jørgensen, 1958, Boelter, 1969 e Päivänen, 1973 *cit. in* Paavilainen e Päivänen, 1995; Penningsfeld e Kurzmann, 1975; Puustjarvi e Robertson, 1975; Verdure, 1981; Abad *et al.*, 1990; Cattivello, 1991; Maher *et al.*, 2007; Handreck e Black, 2010).

As turfas mais “novas” e com material mais grosseiro possuem uma maior porosidade ocupada pelo ar, graças ao maior número de macroporos (Quadro 2.5). Assim, se as turfas negras apresentam uma porosidade ocupada pelo ar de cerca 25% (Abad *et al.*, 1990; Handreck e Black, 2010), no caso da turfa de *sphagnum*, o teor aumenta. Cattivello (1991), num estudo de comparação entre 15 turfas loiras, encontrou porosidade ocupada pelo ar até 80%.

Quadro 2.5 – Percentagem de micro e macroporos em quatro diferentes tipos de turfa

Tipo de turfa	Microporos (%)	Macroporos (%)
Turfa de <i>sphagnum</i> grosseira	18	78
Turfa de <i>sphagnum</i> medio grosseira	29	66
Turfa de <i>sphagnum</i> fine, escura	43	50
Turfa negra	50	39

Fonte: Puustjarvi e Robertson, 1975

Tal como para a porosidade ocupada pelo ar, também a capacidade de retenção de água depende da quantidade de micro e macroporos. Em condições naturais, a turfa tem um conteúdo de água superior a 90% do seu peso fresco contudo, uma vez seca, pode ser difícil voltar a humedece-la quando sujeita a compactação. Com a drenagem, há uma contração do volume que, inicialmente, se deve ao colapso da matriz da turfa quando a água é removida e, posteriormente, por causa da oxidação e da decomposição da turfa. Os ácidos húmicos da turfa comportam-se, frequentemente, como colóides irreversíveis que, aquando da secagem, encolhem e perdem as suas capacidades iniciais de absorção de água e nutrientes. É o caso da turfa negra que, porém, se submetida à ação física de congelamento e descongelamento ou com o acrescento de matérias de textura mais grossa, aumenta a porosidade capilar e pode restaurar a capacidade de absorção da água. A turfa

de *Sphagnum* não decomposta, que contém pouca lenhina, volta a humedecer e mantém a sua estrutura mais facilmente do que os tipos lenhosos e mais decompostos. (Puustjarvi e Robertson, 1975; Paavilainen e Päivänen, 1995).

A capacidade de absorção de água de uma turfa alta, pouco decomposta e seca atinge, normalmente, 15 a 20 vezes o seu peso e, dado o alto número em macroporos, a mobilidade da água é muito elevada permanecendo, após drenagem, cerca de dois terços dessa quantidade. As turfas bem decompostas chegam a conter 4 a 8 vezes o seu peso em água. Depois da drenagem, esta quantidade é reduzida para mais de 80%, sendo a quantidade retida de difícil extração (Boelter, 1964, Päivänen, 1973 e Myllys, 1992, *cit. in* Paavilainen e Päivänen, 1995; Penningsfeld e Kurzmann, 1975; Puustjarvi e Robertson, 1975).

Na turfa, a razão C/N varia em função da sua decomposição. Urvas *et al* (1979, *cit. in* Paavilainen e Päivänen, 1995) indicam uma razão C/N igual a 23 para a turfa de *carex* e de 60 para a turfa de *sphagnum*. A turfa negra, mais decomposta, tem uma maior proporção de ácidos húmicos e uma grande área superficial que favorecem a presença de uma alta CTC. A CTC varia com o pH e depois da calagem, até obter um pH de 5,5, são alcançados valores acima de 100 meq 100g⁻¹ (Maher *et al.*, 2007). De facto, o pH das turfas, geralmente as altas, pode ser bastante ácido (até pH=3) e, por isso, deve ser corrigido para se usar como substrato.

A quantidade de micro e macroelementos varia e é, normalmente, menor nas turfas altas, que recebem nutrientes apenas através das chuvas, do que nas turfas baixas, que são alimentadas por águas ricas em nutrientes, podendo chegar a ter uma alta salinidade. Quando se verificar falta de elementos nutritivos, pode-se proceder à adubação.

Relativamente à presença de microrganismos deve, ainda, ser feita a distinção entre as turfas negras e as loiras. Nas baixas turfeiras existe uma grande proliferação de actinomicetos e de bactérias, predominando as fixadoras de azoto. Nas altas turfeiras está presente, apenas, uma pequena quantidade de microrganismos, a maioria dos quais hifomicetos. A turfa daqui extraída apresenta, contudo, as características ideais para o desenvolvimento de ulteriores microrganismos (Penningsfeld e Kurzmann, 1975; Maher *et al.*, 2007).

2.2.2. Resíduos orgânicos como substratos

Com uma população mundial em contínuo crescimento e com um incessante aumento dos consumos, o grande desafio que, presentemente, se coloca pode ser expresso através do princípio da “sustentabilidade”.

Este conceito, que deveria ser a base de qualquer atividade humana, reveste-se de uma particular importância para a agricultura. Batista e Batista (2007) definem sustentável uma agricultura que: conserve o equilíbrio ambiental, mantendo a produtividade sem delapidar os recursos não renováveis (sustentabilidade dos recursos); permita a segurança para o agricultor e condições de higiene e sanidade para o consumidor (sustentabilidade da saúde humana); possibilite o lucro para os operadores (sustentabilidade económica).

É nesta lógica que se insere a reutilização de resíduos como componentes dos substratos na produção de plantas envasadas, com o duplice efeito de não comprometer os recursos naturais e de diminuir a quantidade de material destinada ao aterro reduzindo, desta forma, os custos económicos e ambientais.

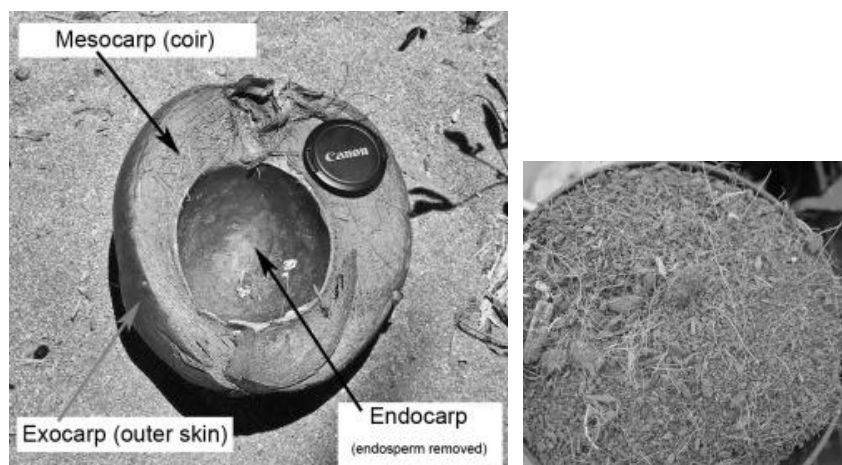
2.2.2.1. Fibra de coco

A planta do coco (*Cocos nucifera* L.) é frequentemente chamada “árvore da vida” pela quantidade e diversidade de artigos que se podem produzir das suas componentes. No mercado existem mais de cinquenta produtos comercializados cuja origem é o coco. Entre eles, encontram-se artigos alimentares, cosméticos, biocombustível e materiais de decoração (Chan e Elevitch, 2006)

Cerca de 25% do peso do fruto de coco é constituído pelo mesocarpo ou casca, sendo aproximadamente um terço deste peso constituído por fibras compridas utilizadas, entre as outras coisas, para o fabrico de cordas, tapetes, redes e geotêxteis (Nichols e Savidov, 2009).

Uma vez extraídas as fibras mais compridas (*bristle fiber*), o que resta do mesocarpo, incluindo as fibras mais curtas (*mattress fiber*), é chamado *coir pith* (ou *coir dust* ou *coco peat*) e que, neste trabalho, iremos designar simplesmente por “fibra de coco”.

A fibra de coco, como subproduto do processo de extração das fibras compridas foi, por muito tempo, considerada um resíduo. Embora biodegradável, nos países produtores existiam enormes pilhas deste material que demora muitos anos para se decompor. Todavia, a partir dos anos noventa, começou-se a experimentar a fibra de coco como substituo da turfa na produção de substratos hortícola e o seu uso está a crescer.



Figuras 2.3 e 2.4 Drupa de coqueiro (extraído de <http://mauimike6.wordpress.com/2009/09/14/the-coconut-palm/>) e fibra de coco (extraído de <http://orquidea.base33.net/duvidas/98-plantio-de-orquideas>)

Conforme os dados recolhidos pela FAO, em 2010 foram produzidas quase sessenta milhões de toneladas de nozes de coco, cujo maior contributo provém da Indonésia. Isto significa que, potencialmente, cerca de dez milhões de toneladas de fibra de coco podiam ser vendidas anualmente como substratos para o cultivo de plantas. Segundo Nichols (2007), a indústria mundial de produção agrícola em estufas (ambiente controlado) ocupa cerca de 500.000 ha. Considerando que num sistema de produção sem solo seriam necessárias cerca de 20 toneladas de fibra de coco por hectare (Nichols, 2007), significa que quase a totalidade da procura de substratos poderia ser satisfeita recorrendo a este material. Porém, nem todos os produtores de coco trabalham a casca, sendo o Sri Lanka o principal país exportador de fibra.

A casca do coco costuma ser mergulhada em água para facilitar a extração das fibras mais compridas recorrendo-se, também, à água salgada no caso do processamento de frutas imaturas podendo, desta forma, aumentar as quantidades de Na e Cl na fibra (Maher *et al.*, 2007). Além disso, como refere Rodrigues (2004), o coqueiro é uma espécie halófita e com tendência para concentrar na casca do fruto os sais fitotóxicos evitando, desta forma, danos no sistema fotossintético das folhas.

De seguida, a fibra de coco residual é seca e frequentemente comprimida em blocos (*bricks*), antes de ser exportada, para reduzir os custos de transporte. Para ser utilizados na formulação de substratos os blocos serão, sucessivamente, despedaçados, humedecidos e fertilizados verificando-se que o volume de fibra de coco assim obtido é cerca de cinco a oito vezes superior ao volume dos blocos prensados (Rodrigues, 2004; Maher *et al.*, 2007; Nichols, 2009).

Alguns fabricantes, armazenam a fibra por seis meses ou, alternativamente, fazem compostagem durante o mesmo período para estabilizar o produto. Nesta fase, é importante que não haja contaminação de patogénicos ou de sementes de espécies infestantes (Maher *et al.*, 2007). Esta etapa permite também eliminar as fitotoxinas do material (Ma e Nichols, 2004).

As propriedades físico-químicas das fibras de coco estudadas, cuja origem é diversificada, diferem significativamente entre elas.

Num estudo de comparação entre fibras de coco de diversas proveniências, desenvolvido por Abad *et al.* (2002), observaram-se valores de condutividade elétrica significativamente diferentes entre as amostras, com níveis que, em alguns casos, podem ter efeitos adversos em plantas mais sensíveis à salinidade. Conclui-se, ainda, que os principais responsáveis pela salinidade foram o potássio e o sódio. As fibras de coco analisadas por Shinohara (1999) e Colla *et al.* (2007) apresentaram uma condutividade elétrica maior do que a turfa de *Sphagnum* e a lã de rocha, usadas, respetivamente, por cada um dos autores.

Em relação à razão C/N, Noguera *et al.* (1997) referem o valor de 105, Abad *et al.* (2004) entre 48 e 149, Rodrigues (2004) de 100, Colla *et al.* (2007) na ordem de 85 e Bagci *et al.* (2012) de 57. A alta razão C/N poderia causar imobilização do azoto solúvel, todavia, parte do carbono das fibras está presente em forma de lenhina ou celulose resistente à biodegradação e, assim sendo, é passível de se controlar o leve deficit de azoto com a fertilização. O elevado conteúdo em lenhina confere uma alta durabilidade à fibra que, anualmente, perde menos de 5% do seu volume (Rodrigues, 2004).

Maher *et al.*, (2007) recolheram dados de vários autores no que diz respeito à capacidade de troca catiónica, detetando valores altos e semelhantes aos das turfas. O mesmo é confirmado por Rodrigues (2004).

Relativamente aos macroelementos encontram-se na literatura, opiniões bastante concordantes sobre a escassa presença de azoto, cálcio e magnésio (Noguera *et al.* 1999; Abad *et al.*, 2002; Rodrigues, 2004; Freire *et al.*, 2007) que devem, por esta razão, serem integrados com a fertilização. Mais variáveis são os resultados obtidos com os outros macroelementos. De salientar que alguns autores registaram altos níveis de potássio (Noguera *et al.*, 1999; Abad *et al.*, 2004; Kuepper, 2004; Maher *et al.*, 2007; Handreck e Black, 2010) e outros alertam para a possibilidade de altas quantidades de sódio e cloro (Kuepper, 2004; Maher *et al.*, 2007; Bagci *et al.*; 2012). Sobre a presença de fósforo, Noguera *et al.* (1999), Abad *et al.* (2002) e Rodrigues (2004) afirmam estar presente em

altos valores, enquanto na investigação de Maher *et al.*, (2007) foi encontrada em baixos níveis.

Nas diversas fibras de coco estudadas também os microelementos apresentaram valores diversificados rareando, segundo Handreck e Black (2010), o ferro e o cobre.

O intervalo de pH registado entre todos os estudos dos autores supramencionados varia de um mínimo de 4,7 até um máximo de 6,9.

Abad *et al.* (2002) citam como prováveis causas das diferenças encontradas entre as várias fibras de coco os seguintes aspetos:

- 1) Fertilização aplicada às palmeiras de coco;
- 2) Processo aplicado para remover as fibras da casca;
- 3) Período de armazenamento da fibra.

Um longo período de armazenamento ao ar livre estimula a lixiviação do sódio, do potássio e do cloro solúveis. Em alternativa, para extrair o sódio e o potássio presentes em forma trocável pode aplicar-se um tratamento com água contendo nitrato de cálcio (Maher *et al.*, 2007).

Relativamente às características físicas, verificou-se que a porosidade total é alta, cerca de 95% do volume (Noguera *et al.*, 1997; Kang *et al.*, 2004 *cit. in* Nichols, 2007). A proporção água-ar é bastante variável, devido aos diferentes tamanhos das partículas. Noguera *et al.* (1999), encontraram uma percentagem de partículas com diâmetro superior a 1 mm que variava de 20 até 53% do volume total, entre as 17 diferentes fibras de coco estudadas. Assim, como resultado das diferentes granulometrias, o arejamento (porosidade ocupada por ar, cap. 2.1.1.1) poderá variar entre 4,4% em volume (Kang *et al.*, 2004, *cit. in* Nichols, 2007) e 67% (Noguera *et al.*, 1999)

No que diz respeito à retenção de água, Noguera *et al.* (1999), indicam valores de 10 a 28% de água facilmente disponível. O teor de água de reserva indicado no estudo de Bagci *et al.* (2012) é de 3,9%, enquanto, segundo Rodrigues (2004), pode alcançar 15% do volume total.

Na ótica de comparação com os outros substratos usados em horticultura, Shinohara *et al.* (1999) reportam uma capacidade de retenção da água da fibra inferior à da lã de rocha. Por Maher *et al.*, (2007) comparada com a turfa, a fibra apresenta uma maior porosidade do ar para a mesma percentagem de matéria fina. Porém, para manter uma certa estabilidade física da fibra de coco, esta deve ser bem maturada através de compostagem ou de envelhecimento natural ao ar livre.

De qualquer forma, embora alguns agricultores usem apenas fibra de coco extirpado, segundo Handreck e Black (2010), grande parte das fibras são demasiadas finas para constituírem o principal componente da mistura do substrato. Todavia, podem, a título de exemplo, aumentar a capacidade de retenção de água se adicionadas à casca de pinheiro, sem comprometer a porosidade do ar. Outra alternativa é o uso da casca de coco partida em partículas de tamanho parecido ao da casca de pinheiro.

Na opinião de Nichols (2007), dentro dos substratos mais usados (lã de rocha e turfa), a fibra de coco, por ser de natureza hidrófila, apresenta algumas vantagens. Assim, por comparação com a turfa, ela pode-se reidratar sem perda de estrutura. A lã de rocha, por sua vez, para se tornar hidrófila conduz a gastos de energia, inexistentes com a fibra de coco.

Ma e Nichols (2004) advertem para a possibilidade de encontrar efeitos fitotóxicos na fibra de coco. Esta fitotoxicidade pode ser causada pelo excesso de salinidade (Cl^-), devido ao tratamento com água salgada aplicado às nozes imaturas, ou pela presença de compostos fenólicos na fibra “fresca”. Ma e Nichols (2004) observaram que a fitotoxicidade atribuída a estes compostos aumenta com a diminuição do tamanho das partículas e, que pode ser eliminada com uma incubação mínima de três semanas no substrato de fibra submetido à calagem.

2.2.2.2. Casca de pinheiro

Embora a sua utilização como componente de substrato ocorra há décadas, a casca de árvores, subproduto de produção das indústrias de madeira é, ainda hoje, frequentemente queimada ou enterrada, sendo considerada como resíduo sem valor (Ribeiro *et al.*, 2001; Naasz *et al.*, 2008).

As cascas de árvores são baratas e biodegradáveis apresentando, portanto, vantagens económica e ambiental quando comparadas com a turfa e a lã de rocha. Podem ser utilizadas como aditivo à turfa ou, quando compostadas, como principal componente do substrato. A mais utilizada é a casca das coníferas (Naasz *et al.*, 2008; Handreck e Black, 2010).

Dentro destas, a casca de pinheiro fresca é um produto orgânico instável e, com o tempo, verifica-se uma modificação da sua granulometria com consequente redução da porosidade e tendência à compactação. Uma razão C/N muito elevada (entre 100 e 200), também constitui um inconveniente para as cascas frescas pois os microrganismos, durante a

decomposição, consomem oxigénio e azoto em detrimento da planta. A compostagem melhora a bioestabilidade da casca de pinheiro mas, pela razão acima exposta, deve ser acompanhada por um acréscimo de azoto (Ribeiro *et al.*, 2001; de Freitas, 2003).

Uma boa compostagem permite, ainda, suprimir os microrganismos patogénicos e reduzir as substâncias fitotóxicas como terpenos, fenóis e ácidos orgânicos (Maher *et al.*, 2007; Naasz *et al.*, 2008; Handreck e Black, 2010).

A casca de pinheiro apresenta, geralmente, um valor de pH entre 5 e 6,5 e uma baixa salinidade. A maioria dos nutrientes estão presentes em quantidades baixas ou moderadas neste material, exceção feita ao potássio, ao ferro e, por vezes, ao manganês e ao zinco que, em quantidades muito elevadas, pode ter efeitos tóxicos para a planta (Ribeiro *et al.*, 2001; Kuepper, 2004; Maher *et al.*, 2007; Naasz *et al.*, 2008).

A porosidade em ar da casca costuma ser elevada, também devido à porosidade interna da mesma, o que permite um bom arejamento do substrato. A capacidade de retenção da água não mostra, em regra, altos valores (Kuepper, 2004; Maher *et al.*, 2007).

2.2.2.3. Composto

A compostagem é um processo controlado de oxidação biológica que se desenvolve na matéria orgânica, em condições de humidade adequadas, por ação de vários microrganismos. Uma vez decorrido o tempo necessário, a matéria orgânica torna-se estabilizada, livre de fitotoxinas e patogénicos e rica em húmus e nutrientes minerais.

Com a compostagem é possível converter grandes volumes de resíduos orgânicos em materiais utilizáveis na mistura dos substratos para as plantas envasadas, atuando desta forma, como uma benéfica atividade de reciclagem. Vários resíduos e subprodutos orgânicos compostados têm sido testados como componentes do meio de crescimento: casca de árvores, estrumes, resíduos sólidos urbanos, biossólidos (lamas de tratamento de águas urbanas), restos de poda, resíduos da indústria da madeira, da indústria alimentar e de transformação (Raviv, 1998; Fitzpatrick, 2005).

Para que o composto possa ter sucesso no mercado enquanto substrato, a sua qualidade deve ser, no mínimo, satisfatória. Ao nível da União Europeia, todavia, não existe uma normativa específica sobre o tema e, entre os países europeus, não se verifica uniformidade nos critérios de avaliação. Em Portugal, são estabelecidas classes de qualidade para o composto em função de alguns parâmetros (metais pesados, grau de higienização, granulometria e presença de infestantes), e fixados os critérios para a sua utilização, bem

como as restrições julgadas convenientes para evitar efeitos indesejáveis para o solo, a água, as plantas, os animais e os seres humanos. (Cunha-Queda *et al.*, 2010).

A boa qualidade do composto depende, principalmente, das características da matéria-prima, por isso, é importante que exista um mecanismo de cooperação entre os setores urbano e empresarial e o setor agrícola (Raviv, 1998).

Segundo Sterrett (2005) e Maher *et al.* (2007), os problemas mais comuns aquando da utilização do composto como meio de crescimento são:

- a instabilidade do material (quando não é suficientemente maturado);
- a escassa disponibilidade de azoto na matéria prima;
- a pequena capacidade de retenção da água;
- o pH elevado;
- as altas concentrações de sais solúveis.

Se o composto não estiver bem estabilizado, a atividade microbiana continuará a decomposição, podendo competir com as raízes das plantas na utilização do azoto mineral e do oxigénio dissolvido (Raviv, 1998).

A decomposição também diminui o tamanho das partículas e aumenta a densidade aparente. Alguns compostos têm demonstrado ter uma boa porosidade no primeiro período de produção da planta podendo, porém, sofrer de compactação durante o desenvolvimento posterior. Para evitar o problema de escassa porosidade, com consequente falta de ar e de água facilmente disponível, o composto deve ser maturado o tempo suficiente ou pode ser misturado com materiais que não sofrem compactação (Raviv, 1998; Sullivan e Miller, 2005).

O tempo necessário para compostar um material depende de vários fatores que incluem o tamanho da pilha de composto, o estado de arejamento e humidade, a razão C/N e outros fatores. Geralmente, é sugerido um período mínimo de, aproximadamente, seis meses. Existem, portanto, fortes motivações económicas para os produtores de composto, em reduzir o tempo do processo de compostagem. Porém, um composto não maduro possui uma alta atividade microbiana que, para além dos problemas já considerados pode, também, durante a primeira etapa da compostagem, segregar algumas substâncias fitotóxicas como os ácidos gordos de cadeia curta. Caso se verifiquem condições anaeróbias durante a compostagem do material, pode-se dar origem ao aparecimento de metano e ácido acético. (Sterrett, 2005; Sullivan e Miller, 2005).

No que diz respeito ao pH, num estudo internacional sobre compostos de diversa origem e composição, Noble e Coventry (2005) encontraram valores de pH entre 5,7 e 8,4 (Maher *et al.*, 2007). Segundo Sullivan e Miller (2005), a escala de valores na maioria dos compostos varia entre 6 e 8, ou seja, acima dos valores considerados adequados pela maioria das espécies. O valor final de pH depende muito da matéria-prima. A título de exemplo, os resíduos de madeira de espécies resinosas são, normalmente, ácidos enquanto os bio sólidos estabilizados com cal são fortemente alcalinos.

A alta concentração de sais solúveis é frequentemente referida como o principal fator limitante à utilização de compostos na formulação de substratos. Por outro lado, a lixiviação antes da sementeira é uma prática difícil de se implementar na produção comercial e exige água de boa qualidade. Por este motivo, muitas recomendações para os substratos de plantas envasadas indicam uma quantidade máxima de composto entre 20 a 30% do volume total de substrato, para minimizar os danos que eventualmente possam ser provocados (Sterrett, 2005; Sullivan e Miller, 2005).

Os compostos costumam conter nutrientes essenciais e a concentração destes está fortemente relacionada com o tipo de matéria-prima utilizada, tornando-se muitas vezes necessário implementar a fertilização.

3. Material e Métodos

Com o objetivo de formular substratos sem turfa, suscetíveis de substituir os substratos comerciais com turfa certificados para a produção de plantas envasadas em modo de produção biológico (MPB), estabeleceu o seguinte ensaio.

3.1. Substratos

3.1.1. Materiais utilizados na formulação de substratos sem turfa

Na formulação dos substratos sem turfa utilizados neste trabalho, utilizaram-se duas fibras de coco de diferentes origens e um composto obtido a partir resíduos florestais (principalmente cascas de pinheiros, certificado para agricultura biológica. As fibras de coco, sendo materiais orgânicos naturais, não sujeitos a qualquer tipo de processamento com compostos químicos de síntese, podem ser utilizadas em agricultura biológica (Kuepper, 2004). De facto, os substratos comerciais usados neste trabalho como controlo (3.1.2), têm fibra de coco na sua composição.

- A primeira fibra de coco, designada por “fibra de coco 1” é uma fibra existente na Teciplante, de origem desconhecida, fornecida, em briquetes prensados, pela empresa Ecoveg. O custo deste material é de 0,033 euros por litro de fibra de coco. As principais características da “fibra de coco 1” são apresentadas no quadro 3.1.
- A segunda fibra de coco, designada por “fibra de coco 2”, é uma fibra de coco lavada com água para redução da salinidade, produzida pela empresa Sivanthi Joe (Tuticurin, Tamil Nadu, India). A fibra é disponibilizada em briquetes prensados de 20 x 10 x 5 cm e, cada briquete, após humedecimento e expansão, origina um volume final de 7,8 L. O custo deste material é de 0,35 €/briquete, o que corresponde a um valor 0,0448 euros por litro de fibra de coco. As principais características da fibra de coco são apresentadas no quadro 3.1.
- O composto utilizado é produzido pela empresa Leal & Soares (Mira, Portugal), obtido a partir de resíduos florestais, com predominância de pinheiro bravo (50%), casca de pinheiro bravo com 0-8 mm de dimensão (30%) e estrumes de cavalo (20%). O fabricante designa o produto como “húmus” maturado e estabilizado. O custo deste composto é de 0,0402 euros por litro de composto. As principais características do

composto são apresentadas no quadro 3.1. Este composto está certificado para agricultura biológica.

Quadro 3.1 – Composição das fibras de coco, composto e substratos comerciais usados nos ensaios.

Parâmetro	unidades	Fibra 1	Fibra 2	Composto	SIRO Germe Bio	TREF Bio 1
pH		6,10	6,58	6,27	6,21	6,35
CE (mS cm ⁻¹)		0,22	0,18	0,46	0,37	0,27
Humidade		70,96	73,4	54,61	52,85	67,38
Matéria seca	(%)	29,04	26,6	45,39	47,15	32,62
Matéria orgânica		84,51	83,5	85,18	84,4	70,03
N		1,16	1,21	3,09	3,97	2,98
P		0,06	0,13	0,56	0,94	0,44
K		2,51	0,22	2,21	0,97	0,93
Ca	(g kg ⁻¹)	0,43	2,56	3,88	8,72	4,11
Mg		0,29	0,27	0,54	0,50	1,00
Na		0,66	0,27	0,44	0,25	0,37
Mn		13,30	10,81	32,13	25,07	38,36
Fe		384,66	478,47	304,97	253,31	448,65
Cu	(mg kg ⁻¹)	n.d.*	n.d.*	1,06	n.d.*	n.d.*
Zn		5,67	4,74	12,26	12,53	13,35

* n.d. não detetado, inferior ao limite de detecção

3.1.2. Substratos comerciais

Neste trabalho foram, ainda, utilizados dois substratos comerciais com turfa, todos certificados para utilização em Modo de Produção Biológico.

- substrato TREF Bio 1, produzido pela empresa Tref Trade BV (Jiffy Products International BV, Moerdijk, Holanda), constituído por turfa negra de *spaghnum*, fibra de coco, composto e fertilizante orgânico de origem vegetal desenvolvido pela TREF (Tref Eco 11 PL). Cada saco de 70 L tem o custo de 7,66 euros, o que corresponde a um custo de 0,1094 euros por litro de substrato. As principais características deste substrato são apresentadas no quadro 3.1. Este substrato, designado por substrato J, era aquele que, na altura da instalação do ensaio, se utilizava no viveiro na produção das aromáticas envasadas em MPB.
- substrato SIRO Germe Bio, produzido pela empresa Leal & Soares (Mira, Portugal), constituído por composto de resíduos florestais (“húmus”, de acordo com o fabricante), turfas loiras de alta qualidade, fibra de coco e fertilizante orgânico enriquecido em micronutrientes (Bio Rex 4-3-3). Este substrato tem um custo de 0,0592 euros por litro. As principais características deste substrato são apresentadas no quadro 3.1.

3.1.3. Preparação dos substratos sem turfa

Neste trabalho foram preparados sete substratos sem turfa, a partir de misturas, em diferentes proporções, de fibras de coco e composto. A proporção em volume dos componentes de cada um destes substratos sem turfa é apresentada no quadro 3.2 (substratos A a G). A mistura foi efetuada manualmente, dentro de recipientes de plástico.

À semelhança do que acontece com os substratos comerciais, foi efetuada uma fertilização base destes substratos sem turfa. Para tal utilizaram-se dois adubos orgânicos certificados para MPB produzidos pela empresa DCM (De Ceuster Meststoffen n.v/s.a., Grobbendonk, Bélgica). Estes adubos são apresentados na forma de minigrânulos, sendo recomendados para a formulação de substratos. O custo destes adubos é de 0,92 euros por quilograma.

Os substratos sem turfa formulados (substratos A a G) receberam a seguinte fertilização base:

- 2 g L⁻¹ de adubo DCM bio eco-mix1 - NPK 9-4-3;
- 2 g L⁻¹ de adubo DCM bio eco-mix 4 - NPK 7-7-10

Quadro 3.2 – Composição e fertilização dos substratos utilizados no ensaio.

Substrato	Composição (proporções em volume)	Fertilização base	Adubação complementar	Custo (€ L ⁻¹)
A	Fibra de coco 1	2 g L ⁻¹ Eco-mix 1 2 g L ⁻¹ Eco-mix 4	-	0,03484
B	2/3 fibra 1 + 1/3 composto	2 g L ⁻¹ Eco-mix 1 2 g L ⁻¹ Eco-mix 4	-	0,03724
C	1/3 fibra 1 + 2/3 composto	2 g L ⁻¹ Eco-mix 1 2 g L ⁻¹ Eco-mix 4	-	0,03964
D	Fibra de coco 2	2 g L ⁻¹ Eco-mix 1 2 g L ⁻¹ Eco-mix 4	-	0,04664
E	2/3 fibra 2 + 1/3 composto	2 g L ⁻¹ Eco-mix 1 2 g L ⁻¹ Eco-mix 4	-	0,04511
F	1/3 fibra 2 + 2/3 composto	2 g L ⁻¹ Eco-mix 1 2 g L ⁻¹ Eco-mix 4	-	0,04357
G	Composto	2 g L ⁻¹ Eco-mix 1 2 g L ⁻¹ Eco-mix 4	-	0,04204
H	Substrato comercial “SIRO Germe Bio”	3 g L ⁻¹ Bio Rex 4-3-3	2 g L ⁻¹ Eco-mix 1 2 g L ⁻¹ Eco-mix 4	0,06104
I	Substrato comercial “TREF Bio 1”	5 g L ⁻¹ Tref Eco11 PL	2 g L ⁻¹ Eco-mix 1 2 g L ⁻¹ Eco-mix 4	0,11124
J	Substrato comercial “TREF Bio 1”	5 g L ⁻¹ Tref Eco11 PL	-	0,10940

3.1.4. Adubação complementar dos substratos comerciais

Com o objetivo de verificar se a fertilização base efetuada nos substratos comerciais é suficiente para se obter um crescimento adequado das plantas foram, ainda, preparadas duas modalidades (H e I) em que se fez uma adubação complementar aos substratos comerciais Siro Germe Bio (H) e TREF Bio 1 (I). Nestas modalidades, para além da fertilização base efetuada pelo fabricante, aplicaram-se 2 g L⁻¹ de adubo DCM “bio eco-mix1” e 2 g L⁻¹ de adubo DCM “bio eco-mix 4” ao substrato comercial (quadro 3.2).

3.2. Espécies utilizadas no ensaio

Neste ensaio utilizaram-se sete espécies de plantas aromáticas, de modo a ter um leque alargado de espécies com interesse comercial, que incluíssem espécies propagadas vegetativamente (estacas enraizadas transplantadas para os vasos) e espécies propagadas seminalmente (sementeira diretamente nos vasos). Assim, utilizaram-se as seguintes espécies de plantas aromáticas:

- Espécies transplantadas para os vasos, de crescimento mais rápido
 - Mentha x piperita* L. (menta)
 - Thymus citriodorus* (Pers.) Schreb. (tomilho limão)
- Espécies transplantadas para os vasos, de crescimento mais lento
 - Lavandula hybrida* Briq. (alfazema)
 - Rosmarinus officinalis* L. (alecrim)
- Espécies de propagação seminal, sementeiras diretamente nos vasos:
 - Ocimum basilicum* L. (manjerição)
 - Petroselinum crispum* (Mill.) Fuss (salsa)
 - Coriandrum sativum* L. (coentro)

3.3. Instalação e condução do ensaio

No dia 8 de março de 2012 procedeu-se à instalação do ensaio nas instalações da empresa Teciplante (Aljubarrota, Leiria, Portugal).

O ensaio correspondeu a um tratamento fatorial com 10 substratos e 7 espécies de aromáticas. Efetuaram-se 6 repetições de cada modalidade, num total 420 unidades experimentais (vasos).

O ensaio foi efetuado em vasos de 290 ml de volume, com 8,2 cm de altura, cheios com os respectivos substratos. Nas espécies de propagação vegetativa, as estacas enraizadas com torrão foram inseridas no centro do vaso, num orifício previamente aberto. As sementes das espécies propagadas seminalmente foram espalhadas à superfície dos substratos e cobertas com cerca de 20 cm³ de vermiculite, para favorecer a germinação. A totalidade das amostras foi regada de forma homogénea.



Figura 3.1 Vasos preenchido com os dez substratos utilizados no ensaio

Os vasos foram então colocados no interior da estufa de plástico onde a Teciplante produz as plantas aromáticas em MPB, onde permaneceram até a maioria das plantas de cada espécie apresentaram um crescimento considerado adequado para poderem ser comercializadas. Quando isto aconteceu, as plantas foram transportadas para o ISA:

- 19 de abril as espécies transplantadas, de crescimento mais rápido;
- 18 de junho as espécies transplantadas, de crescimento mais lento;
- 07 de maio espécies de propagação seminal.



Figura 3.2 Vasos após a sementeira e plantação das plantas aromáticas utilizadas no ensaio.

3.4. Avaliação do crescimento das plantas

No final do ensaio, procedeu-se à avaliação dos seguintes parâmetros da parte aérea da planta:

- altura da planta, entre o ponto a partir do qual a planta emergia do substrato até ao seu cume,
- diâmetro da planta, quantificando-se a largura máxima do tufo
- biomassa “fresca” da parte aérea (peso fresco);
- biomassa “seca” da parte aérea, após secagem em estufa elétrica ventilada a 65 °C, durante 48 horas (peso seco).

Foi, ainda, efetuada uma “avaliação visual das raízes” por espécie, baseada na observação da quantidade e da aparência das mesmas. Para cada espécie, foi estabelecida uma escala de 1 a 5, em que a classificação 1 significa ausência ou presença residual de raízes visíveis e a classificação 5 corresponde à maior quantidade de raízes e com aparência mais saudável. Os restantes valores (2, 3 e 4) são níveis intermédios. Com base nesta escala, o sistema radicular de todas as plantas foi classificado.

3.5. Caracterização dos substratos

3.5.1. Ensaio de germinação para avaliação de fitotoxicidade

Para este ensaio, útil para verificar a fitotoxicidade dos substratos, seguiu-se a Norma Europeia EN 16086-2 (CEN, 2011), que prevê o contacto de sementes de *Lepidium sativum*

com o substrato contido numa placa de Petri, durante 72 horas, em condições controladas. Através da medição do número de sementes germinadas e do comprimento das raízes, por cada uma das três réplicas realizadas, é possível calcular o índice de vitalidade de Munoo-Liisa (MLV), que compara a germinação e o comprimento das raízes do material testado com os do controlo:

$$MLV (\%) = \left(\frac{(GRs1 \cdot RLs1) + (GRs2 \cdot RLs2) + (GRs3 \cdot RLs3)}{3 \cdot (GRc \cdot RLC)} \right) \cdot 100$$

GRs1, GRs2, GRs3: são as taxas de germinação, em %, nas três réplicas;

RLs1, RLs2, RLs3: são as médias dos comprimentos das raízes por cada réplica;

GRc: é a média das taxas de germinação das três réplicas do controlo, em %;

RLc: é a média das médias dos comprimentos das raízes das três réplicas do controlo.

Quando o índice de Munoo-Liisa é igual a 100% pode-se afirmar a inexistência de toxicidade no substrato. Quanto mais o índice se afastar deste valor, tanto mais provável é a presença de fitotoxicidade no material. O ensaio foi realizado aos substratos ainda não fertilizados, pois o que se queria testar era o efeito destes na germinação, que a presença de adubo pode alterar. A espécie utilizada foi *Lepidium sativum* (N. V. Somers, Mechelen, Bélgica). Como controlo utilizou-se o substrato comercial usado no viveiro: Tref Bio 1.

3.5.2. Características químicas e físico-químicas dos substratos

A análise dos substratos iniciou-se pelo apuramento da densidade aparente de acordo com a Norma Europeia EN 13040 (CEN, 1999a).

O pH e a condutividade elétrica foram determinados no extrato aquoso 1:5 em volume, de acordo com as Normas Europeias EN 13037 (CEN, 1999b) e EN 13038 (CEN, 1999 c), respetivamente.

Os teores de N, P, K, Ca, Mg e Na solúveis em água foram determinados, também, no extrato aquoso 1:5 em volume obtido para a determinação da condutividade elétrica.

Resumidamente, com o valor da densidade aparente pôde-se determinar, para cada substrato, o peso correspondente ao volume de 60 ml. Esta quantidade foi colocada num frasco de plástico, adicionou-se 300 ml de água e, num agitador mecânico, agitou-se

durante uma hora. Decorrido este período, efetuou-se a leitura do pH e, depois da filtração, a leitura da condutividade e posterior quantificação do N, P, K, Ca, Mg e Na.

O teor de humidade das fibras de coco, do composto e dos substratos comerciais foi determinado através da perda de peso, por secagem em estufa a 105 °C até peso constante.

A matéria orgânica foi determinada através da perda de peso, determinada por calcinação em mufla a 500-550 °C, durante pelo menos 8 horas, até peso constante.

As cinzas obtidas foram, em seguida, digeridas em banho-maria, com uma solução de ácido clorídrico (HCl) 3M, utilizando 3 tomas de 10 ml de ácido (Martí e Muñoz, 1957). Nas duas primeiras tomas deixou-se evaporar até à secura. Na última toma colocou-se um vidro de relógio sobre a cápsula e deixou-se ferver durante 10 minutos. Por fim, filtrou-se esta solução para balões de 100 cm³, perfazendo-se o volume com água destilada. Com as diluições e adição de anti-interferente (cloreto de cézio para Na e K, cloreto de estrôncio para Ca e Mg) fez-se a determinação do potássio, cálcio, magnésio, sódio, manganês, ferro, cobre e zinco utilizando o espectrofotómetro de absorção atómica de chama.

O fósforo foi determinado através de um espectrofotómetro de absorção molecular na zona do visível após o desenvolvimento de cor com o vanado – molibdato de amónio.

Para a determinação do azoto, utilizou-se o método de Kjeldahl (Horneck e Miller, 1998). No caso dos substratos pesou-se cerca de 1 g de material que foi colocado nos tubos de digestão de Kjeldahl. A seguir, foram adicionados 10 ml de ácido sulfúrico concentrado e catalisador (K₂SO₄ e CuSO₄). Depois de um dia de pré digestão à temperatura ambiente, as amostras foram sujeitas a digestão a elevada temperatura: duas horas a 135 °C, dez minutos a 200 °C e quatro horas e meia a 340 °C. O digerido obtido foi sujeito a uma destilação, sendo o azoto destilado (amoníaco) recolhido em ácido bórico com uma concentração de 4%. O azoto combinado com o ácido bórico foi quantificado através de uma titulação com ácido clorídrico de concentração rigorosamente conhecida.

3.5.3. Análise de plantas

A parte aérea das plantas, após secagem a 65 °C durante 48 horas foi moída e analisada para determinação do teor de elementos minerais.

As amostras de material vegetal (0,5 g) foram incineradas a 500 °C, durante pelo menos 8 horas, de modo a destruir toda a matéria orgânica. As cinzas obtidas foram, em seguida, colocadas sobre uma placa de aquecimento e tratadas com uma solução de ácido clorídrico (HCl) 3N, utilizando 3 tomas de 10 ml de ácido (Martí e Muñoz, 1957). Nas duas primeiras tomas deixou-se evaporar até à secura. Na última toma colocou-se um vidro de relógio sobre a cápsula e deixou-se ferver durante 10 minutos. Por fim, filtrou-se esta solução para balões de 100 cm³, perfazendo-se o volume com água destilada.

O fósforo foi doseado por espectrofotometria de absorção molecular, utilizando vanadomolibdato de amónio para o desenvolvimento de cor.

O potássio, cálcio, magnésio e o sódio foram doseados por espectrofotometria de absorção atômica.

O azoto total foi determinado pelo método de Kjeldahl (Horneck e Miller, 1998), com algumas modificações relativamente à metodologia descrita anteriormente. Pesou-se, rigorosamente, para tubos de digestão, uma quantidade de cerca de 0,2 g da matéria vegetal e foi adicionado ácido sulfúrico com catalisador (selénio). Depois de um dia de pré digestão à temperatura ambiente, as amostras foram sujeitas a digestão a elevada temperatura: duas horas a 135 °C, dez minutos a 200 °C e quatro horas e meia a 340 °C. Após a digestão e o arrefecimento da amostra, foi adicionada água até o volume final de 50 ml. O azoto, neste extrato, foi quantificado num autoanalisador de fluxo segmentado de marca Dkalar, usando o método de Berthelot (Houba *et al.*, 1989).

3.6. Tratamento estatístico

Os dados obtidos foram tratados estatisticamente com o programa *Statistix 7*, sendo submetidos a uma análise de variância (ANOVA) e, posteriormente, a um teste de comparação das médias, utilizando o teste da diferença mínima significativa (ou teste LSD) a um nível de significância de 5% (Montgomery, 1991).

4. Resultados e discussão

4.1. Características dos substratos

Os valores de pH e de condutividade elétrica dos substratos são apresentados no quadro 4.1. Todos os substratos mostraram valores de pH dentro do intervalo considerado adequado: 5,3 - 6,5 (Miner, 1994). O substrato comercial J utilizado no viveiro e usado como controlo neste trabalho e o substrato comercial H foram os que apresentaram valores de pH mais elevados. Comparando, ainda, o substrato J (Tref Bio 1) com o substrato I (Tref Bio 1 com adubação complementar), observa-se uma diminuição do pH, consequência da aplicação do adubo, o que revela um ligeiro efeito acidificante do adubo aplicado.

O substrato comercial utilizado no viveiro (J) apresentou um valor de condutividade elétrica baixo, inferior aos valores considerados adequados para este tipo de cultivo: 0,35 a 0,65 mS cm⁻¹ (Warncke e Krauskopf, 1983, *cit. in* Ribeiro, 1996). Este resultado indicia que a fertilização base efetuada pelo fabricante deste substrato comercial disponibiliza uma quantidade relativamente baixa de elementos minerais solúveis. Efetivamente, os substratos comerciais que receberam uma adubação complementar no viveiro (H e I) apresentaram valores de CE significativamente superiores ao do substrato controlo (J) e, agora, dentro do intervalo considerado adequado. Relativamente aos substratos sem turfa utilizados neste ensaio (A a G) verifica-se que a estratégia utilizada na sua formulação originou valores de CE dentro do intervalo de valores considerado adequado, exceto no substrato G que ultrapassou, ligeiramente, o limite de 0,65 mS cm⁻¹. Nos substratos sem turfa é ainda de realçar a tendência de aumento da CE com o aumento da proporção de composto na mistura.

A maioria dos compostos tem altos níveis de salinidade que podem impedir o crescimento das plantas ou levar à morte das mesmas (Alexander, 2005). A alta CE dos compostos foi comprovada por vários autores entre os quais Cunha-Queda *et al.* (2010), que testaram compostos de lamas residuais, da fração orgânica de RSU e de resíduos verdes como substratos para viveiros. Também Freire *et al.* (2007) conduziram o mesmo tipo de investigação com vermicomposto obtido a partir da fração sólida de chorume de suínos e composto de chorume de bovinos, verificando a mesma característica. Por outro lado, segundo Kuepper (2004), os níveis de sais solúveis na casca de pinheiro são, por regra, baixos, tendo sido este fenómeno também observado nos estudos de Ribeiro *et al.* (2001) e de Naasz *et al.* (2008).

Quadro 4.1 – pH e condutividade elétrica (mS cm^{-1}) no extrato aquoso 1:5 (v v^{-1}) dos substratos utilizados no ensaio.

Substrato	pH	Condutividade elétrica (mS cm^{-1})
A (fibra coco 1)	5,91 <i>d</i>	0,50 <i>e</i>
B (2/3 A + 1/3 G)	6,19 <i>b</i>	0,62 <i>c</i>
C (1/3 A + 2/3 G)	6,08 <i>c</i>	0,63 <i>b</i>
D (fibra coco 2)	6,24 <i>b</i>	0,46 <i>f</i>
E (2/3 D + 1/3 G)	6,09 <i>c</i>	0,58 <i>d</i>
F (1/3 D + 2/3 G)	6,03 <i>c</i>	0,61 <i>c</i>
G (Composto)	6,04 <i>c</i>	0,73 <i>a</i>
H (SIRO Germe Bio)*	6,33 <i>a</i>	0,63 <i>b</i>
I (TREF Bio 1)*	6,03 <i>c</i>	0,57 <i>d</i>
J (TREF Bio 1)**	6,35 <i>a</i>	0,27 <i>f</i>

Em cada coluna, as modalidades assinaladas com a mesma letra não diferem significativamente ($p=0,05$).

* Nas modalidades H e I foi feita uma adubação complementar do substrato no viveiro (ver material e métodos).

** Modalidade controlo, correspondente à prática do viveiro na altura da instalação do ensaio.

No entanto, o composto utilizado neste ensaio, constituído principalmente por casca de pinheiro não tem uma salinidade muito elevada. De facto, os valores de CE dos substratos sem turfa são superiores aos valores de CE das matérias-primas utilizadas na sua formulação: $0,22 \text{ mS cm}^{-1}$ na “fibra de coco 1”; $0,18 \text{ mS cm}^{-1}$ na “fibra de coco 2” e $0,31 \text{ mS cm}^{-1}$ no composto (quadro 3.1). Estes baixos valores de CE apontam pela efetiva necessidade de integrar uma fertilização base na formulação dos substratos. Efetivamente, tal como acontece no fabrico dos substratos comerciais disponíveis no mercado, durante a formulação dos substratos sem turfa foi efetuada uma fertilização base, igual em todos os substratos (A a G), tal como descrito em 3.1.3, com o consequente aumento da disponibilidade de nutrientes e da CE.

Nos quadros 4.2 e 4.3 apresentam-se os teores de nutrientes extraíveis nos diferentes substratos avaliados neste trabalho, juntamente com os valores considerados adequados neste tipo de produção. Relativamente ao azoto mineral (quadro 4.2), verifica-se que em todos os substratos os seus teores são bastante inferiores aos considerados adequados. Mesmo nos substratos comerciais que receberam uma adubação complementar no viveiro (H e I) os teores de azoto extraíveis são relativamente baixos. Os adubos autorizados em MPB têm o azoto maioritariamente na forma orgânica, o que justifica a baixa concentração de azoto mineral em todos os substratos. No entanto, durante o cultivo, o azoto orgânico deverá ser mineralizado, disponibilizando azoto mineral para as plantas. É ainda de destacar, relativamente ao azoto mineral, a maior concentração observada no substrato G

(composto) e a consequente tendência de aumento do teor de N mineral com o aumento da proporção de composto nos substratos sem turfa.

Quadro 4.2 – Teores de azoto nítrico (N-NO_3^-), azoto amoniacal (N-NH_4^+) e azoto mineral nos substratos (mg L^{-1}).

Substrato	N-NO_3^- (mg L^{-1})	N-NH_4^+ (mg L^{-1})	N mineral (mg L^{-1})
A (fibra coco 1)	n.d.	0,93 <i>b</i>	0,93 <i>e</i>
B (2/3 A + 1/3 G)	3,37 <i>e</i>	1,84 <i>b</i>	5,21 <i>de</i>
C (1/3 A + 2/3 G)	11,63 <i>cd</i>	0,97 <i>b</i>	12,60 <i>cd</i>
D (fibra coco 2)	3,69 <i>e</i>	3,79 <i>b</i>	7,48 <i>de</i>
E (2/3 D + 1/3 G)	9,30 <i>d</i>	2,54 <i>b</i>	11,84 <i>cd</i>
F (1/3 D + 2/3 G)	15,13 <i>bc</i>	0,91 <i>b</i>	16,04 <i>bc</i>
G (Composto)	20,97 <i>a</i>	1,36 <i>b</i>	22,33 <i>ab</i>
H (SIRO Germe Bio)*	3,05 <i>e</i>	25,94 <i>a</i>	28,99 <i>a</i>
I (TREF BIO 1)*	19,40 <i>ab</i>	2,11 <i>b</i>	21,51 <i>ab</i>
J (TREF BIO 1)**	11,40 <i>cd</i>	0,39 <i>b</i>	11,79 <i>cd</i>
Valores indicados para sementeira	50 - 200	< 75	
Valores indicados para transplante	100 - 250	< 125	

Em cada coluna, as modalidades assinaladas com a mesma letra não diferem significativamente ($p=0,05$).

* Nas modalidades H e I foi feita uma adubação complementar do substrato no viveiro (ver material e métodos).

** Modalidade controlo, correspondente à prática do viveiro na altura da instalação do ensaio.

No caso do fósforo, o substrato controlo (J) e os dois substratos constituídos apenas por fibra de coco (A e D) são os que apresentam os níveis mais baixos deste elemento. Por outro lado, o substrato G (composto) é que apresenta uma maior disponibilidade de fósforo, observando-se, ainda, nos substratos sem turfa (A a G) uma tendência de aumento da disponibilidade de P com o aumento da proporção de composto. Também a adubação complementar efetuada nos substratos I e H originou uma disponibilidade de P superior à observada no substrato comercial usado como controlo (J), mas inferior à dos substratos sem turfa G e C.

Relativamente ao potássio, todos os substratos utilizados no ensaio se encontram bem providos neste elemento, com teores dentro do intervalo considerado adequado para substratos de transplantação. No entanto, à exceção do substrato controlo (J) e do substrato D, a disponibilidade de potássio é superior ao intervalo de valores considerado adequado para substratos de sementeira. À semelhança do azoto e do fósforo é, novamente, o substrato G (composto) que apresenta a maior disponibilidade de potássio e,

consequentemente, nos substratos sem turfa há uma tendência de aumento da disponibilidade de potássio com o aumento da proporção de composto na mistura.

Quadro 4.3 –Teores de fósforo (P), potássio (K), cálcio (Ca), magnésio (Mg) e sódio (Na) nos substratos (mg L⁻¹).

Substrato	P (mg L ⁻¹)	K (mg L ⁻¹)	Ca (mg L ⁻¹)	Mg (mg L ⁻¹)	Na (mg L ⁻¹)
A (fibra coco 1)	18,45 <i>cd</i>	479,92 <i>d</i>	4,43 <i>g</i>	1,25 <i>g</i>	166,58 <i>a</i>
B (2/3 A + 1/3 G)	31,60 <i>b</i>	562,00 <i>bc</i>	8,84 <i>g</i>	3,41 <i>f</i>	168,00 <i>a</i>
C (1/3 A + 2/3 G)	42,33 <i>a</i>	589,17 <i>ab</i>	21,74 <i>f</i>	7,54 <i>e</i>	151,08 <i>ab</i>
D (fibra coco 2)	13,26 <i>d</i>	230,58 <i>f</i>	67,00 <i>bc</i>	15,74 <i>bc</i>	123,08 <i>cd</i>
E (2/3 D + 1/3 G)	23,18 <i>c</i>	413,75 <i>e</i>	59,79 <i>cd</i>	16,12 <i>b</i>	126,25 <i>bcd</i>
F (1/3 D + 2/3 G)	34,71 <i>b</i>	521,08 <i>cd</i>	54,31 <i>d</i>	14,85 <i>cd</i>	135,50 <i>bc</i>
G (Composto)	45,44 <i>a</i>	633,75 <i>a</i>	57,00 <i>d</i>	14,60 <i>d</i>	137,67 <i>bc</i>
H (SIRO Germe Bio)*	29,18 <i>b</i>	402,58 <i>e</i>	72,06 <i>b</i>	6,92 <i>e</i>	101,25 <i>d</i>
I (TREF BIO 1)*	35,06 <i>b</i>	402,08 <i>e</i>	120,89 <i>a</i>	28,90 <i>a</i>	152,17 <i>ab</i>
J (TREF BIO 1)**	17,38 <i>d</i>	196,34 <i>f</i>	36,55 <i>e</i>	14,29 <i>cd</i>	86,59 <i>d</i>
Valores indicados para sementeira	19 – 55	51 – 250	> 200	16 – 85	< 50
Valores indicados para transplante	29 - 100	101 - 650	> 200	16 - 150	< 50

Em cada coluna, as modalidades assinaladas com a mesma letra não diferem significativamente (p=0,05).

* Nas modalidades H e I foi feita uma adubação complementar do substrato no viveiro (ver material e métodos).

** Modalidade controlo, correspondente à prática do viveiro na altura da instalação do ensaio.

Todos os substratos apresentam teores de cálcio extraível inferiores aos considerados adequados, sendo de destacar os valores bastante baixos observados nos substratos que têm “fibra de coco 1” na sua constituição (substratos A, B e C). Em contrapartida, os substratos formulados com a “fibra de coco 2” (substrato D,E e F) apresentam teores de cálcio superiores aos observados no substrato controlo (J). No caso específico da Teciplante, empresa onde se desenvolveu este trabalho, o baixo teor de cálcio no substrato não parece ser um problema uma vez que a água usada na rega das plantas tem teores relativamente elevados de cálcio, cerca de 100 mg L⁻¹. Relativamente ao magnésio, verifica-se que, à semelhança do cálcio, os substratos A, B e C, constituídos pela “fibra de coco 1”, apresentam teores muito baixos deste elemento, enquanto os substratos formulados com a “fibra de coco 2” apresentam teores de magnésio iguais ao substrato controlo (J). Estes resultados evidenciam a variabilidade das características das fibras de coco disponíveis no mercado. Tal como referido por Abad *et al.* (2002), a origem das plantas de coco e os tipos de processamento e de armazenamento aplicados às fibras extraídas, determinam as especificidades de cada uma destas. É por isso muito importante avaliar as características de cada fibra de coco antes da sua utilização.

Todos os substratos apresentam teores de sódio superior ao valor que é recomendado para substratos de cultivo. No entanto, em MPB, é necessário recorrer a fertilizantes orgânicos que utilizam matérias de origem animal onde este elemento está sempre presente. De facto, mesmo no substrato comercial usado como controlo (J), sem adubação complementar, o sódio apresenta valores superiores aos 50 mg L⁻¹ recomendados. Com a adubação complementar (substratos H e I) os teores de sódio aumentam significativamente. Nos substratos sem turfa, o sódio presente terá origem nas fibras de coco, no composto e na fertilização base que foi efetuada (quadro 3.2). Também Freire *et al.* (2007) e Matos (2011) ao formularem substratos para produção de plantas em MPB obtiveram teores de sódio superiores a 50 mg L⁻¹ sem, contudo, terem detetado efeitos negativos específicos do sódio no crescimento das plantas.

Em termos gerais, os resultados obtidos indicam que:

- o substrato comercial utilizado no viveiro (J) tem uma baixa disponibilidade de nutrientes;
- a adubação orgânica complementar efetuada aos substratos comerciais (H e I) originou um aumento da disponibilidade de nutrientes;
- o substrato G (composto) tem uma disponibilidade de azoto, fósforo e potássio superior à dos substratos formulados apenas com fibra de coco (A e D);
- alguns dos substratos sem turfa, constituídos por misturas de fibra de coco e composto, apresentaram uma disponibilidade de azoto, fósforo e potássio superior à do substrato comercial usado como controlo (J).

4.2. Ensaio de germinação

Com o ensaio de germinação, efetuado de acordo com a Norma Europeia EN 16086-2: (CEN, 2011), avaliou-se o efeito dos diferentes substratos na germinação e no crescimento inicial das raízes de agrião. Com os resultados obtidos calculou-se o Índice de Vitalidade de Munoo-Liisa (MLV), que compara a germinação das sementes e a média do comprimento das raízes entre o substrato controlo (substrato J) e os restantes substratos.

O índice de germinação de todos os substratos utilizados não foi significativamente diferente do índice de germinação do substrato usado como controlo (J). No entanto, no substrato F obteve-se um valor de índice germinação relativamente baixo e estatisticamente inferior ao obtido no substrato H, substrato onde o índice teve um valor superior a 100%.

Quadro 4.4 – Valores médios do índice de vitalidade Munoo-Liisa (MLV, %), do índice de germinação (%) e do índice de comprimento das raízes (%).

Substrato	Índice de germinação (%)	Índice de comprimento das raízes (%)	MLV (%)
A (fibra coco 1)	100,0 <i>ab</i>	9,7 <i>c</i>	9,84 <i>c</i>
B (2/3 A + 1/3 G)	103,6 <i>ab</i>	102,3 <i>a</i>	106,32 <i>a</i>
C (1/3 A + 2/3 G)	103,6 <i>ab</i>	92,3 <i>ab</i>	95,91 <i>ab</i>
D (fibra coco 2)	96,4 <i>ab</i>	102,7 <i>a</i>	98,99 <i>a</i>
E (2/3 D + 1/3 G)	100,0 <i>ab</i>	95,6 <i>ab</i>	95,91 <i>ab</i>
F (1/3 D + 2/3 G)	92,9 <i>b</i>	79,4 <i>b</i>	73,25 <i>b</i>
G (Composto)	100,0 <i>ab</i>	86,9 <i>ab</i>	87,11 <i>ab</i>
H (SIRO Germe Bio)	107,1 <i>a</i>	96,0 <i>ab</i>	102,89 <i>a</i>
I = J* (TREF BIO 1)	100,0 <i>ab</i>	100,0 <i>a</i>	100,47 <i>a</i>

Em cada coluna, as modalidades assinaladas com a mesma letra não diferem significativamente ($p=0,05$).

* Modalidade de controlo (correspondia à prática do viveiro na altura da instalação do ensaio) sem fertilização.

Relativamente ao índice de comprimento das raízes, destaca-se o baixíssimo valor observado no substrato A (constituído apenas por fibra de coco 1), revelando que este substrato tem um forte efeito repressivo sobre o crescimento radicular. Também o substrato F originou um crescimento das raízes significativamente inferior ao do substrato controlo (J).

O índice de vitalidade de Munoo-Liisa, que integra a informação dos dois índices anteriores, apresentou um valor muito baixo no substrato A (fibra do coco 1), indicando um forte efeito repressivo sobre a resposta do agrião ao substrato. Decompondo o índice nas suas constituintes, pode-se verificar que o problema não reside na germinação das sementes (100 %), mas sim no crescimento das raízes (9,7 %) que é fortemente afetada neste substrato. Os resultados indicam, assim, a existência de um fenómeno de toxicidade neste substrato. No quadro 4.1 observa-se que a condutividade elétrica deste substrato está dentro dos valores adequados, o que leva a excluir a hipótese de toxicidade causada por um excesso de sais. Ma e Nichols (2004) referem problemas relacionados com a fitotoxicidade de fibras de coco, quando este material não é submetido a um período de envelhecimento ou compostagem adequado, não tendo, desta maneira, a possibilidade de decompor os compostos fenólicos, tóxicos para planta, que existem na fibra de coco fresca.

Ao contrário do observado no substrato A, o substrato D, constituído por outro tipo de fibra de coco, apresentou um índice de vitalidade de 99%, estatisticamente igual ao do substrato controlo. Este resultado evidencia, mais uma vez, a grande heterogeneidade nas características das fibras de coco existentes no mercado. Relativamente aos substratos constituídos pela fibra de coco 2 (D a F), verifica-se que há uma tendência de diminuição do MLV com o aumento da proporção de composto. Efetivamente, o substrato F (1/3 fibra + 2/3

composto) apresenta um MLV significativamente inferior à testemunha. O composto estreme (substrato G) tem um índice de Munoo-Liisa de 87%. Esta tendência, para a redução do MLV na presença do composto, pode ser consequência da presença de substâncias fitotóxicas como, por exemplo, ácidos gordos de cadeia curta, fenóis, azoto amoniacal ou aminas alifáticas e aromáticas, que se formam durante o processo de compostagem e que não tenham sido degradados. O MLV do composto não é, porém, estatisticamente diferente do controlo e, portanto, não será de prever que ocorram problemas no desenvolvimento das plantas.

Os substratos comerciais à base de turfa (H e I), têm altos valores de índice de Munoo-Liisa, não indicando qualquer problema de fitotoxicidade.

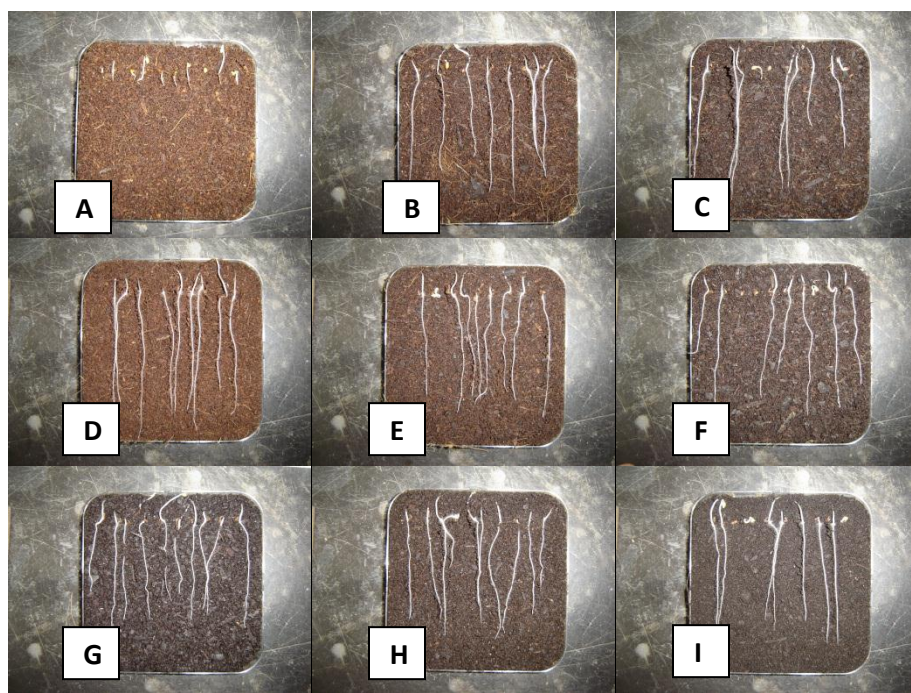


Figura 4.1 Resultados do ensaio de germinação

4.3. Crescimento

4.3.1. Espécies transplantadas para os vasos, de crescimento mais rápido

Nos quadros 4.5 e 4.6 apresentam-se os valores médios dos parâmetros utilizados para avaliar o crescimento do tomilho limão e da menta.

De acordo com os resultados obtidos nas duas espécies, as plantas cultivadas no substrato comercial utilizado como controlo (J) apresentaram, para a maioria dos parâmetros avaliados, um crescimento menor do que as plantas cultivadas nos substratos comerciais

que receberam uma adubação complementar (I e H). Estes resultados estão de acordo com os obtidos na caracterização dos substratos (quadro 4.1, 4.2 e 4.3) e indicam-nos que a disponibilidade de nutrientes do substrato comercial utilizado no viveiro não é suficiente para assegurar as necessidades nutricionais das plantas. Por esse motivo, neste sistema de produção é necessário proceder a uma adubação complementar das plantas.

Quadro 4.5 – Valores médios dos parâmetros avaliados para caracterizar o crescimento do tomilho limão (*Thymus citriodorus*): altura das plantas (cm), diâmetro máximo do tufo (cm), peso fresco da parte aérea (g/planta), peso seco da parte aérea (g/planta) e classificação das raízes (avaliação visual).

Substrato	Altura (cm)	Diâmetro do tufo (cm)	Peso fresco (g/planta)	Peso seco (g/planta)	Raízes (Aval. visual)
A (fibra coco 1)	12,62 <i>bc</i>	11,13 <i>ab</i>	4,77 <i>cd</i>	0,84 <i>c</i>	1,00 <i>d</i>
B (2/3 A + 1/3 G)	11,37 <i>c</i>	11,53 <i>a</i>	5,15 <i>cd</i>	0,98 <i>bc</i>	2,83 <i>c</i>
C (1/3 A + 2/3 G)	11,18 <i>c</i>	11,27 <i>a</i>	5,98 <i>bc</i>	1,01 <i>bc</i>	2,83 <i>c</i>
D (fibra coco 2)	14,75 <i>ab</i>	11,00 <i>ab</i>	7,88 <i>a</i>	1,50 <i>a</i>	3,67 <i>ab</i>
E (2/3 D + 1/3 G)	13,20 <i>bc</i>	10,87 <i>ab</i>	6,96 <i>ab</i>	1,31 <i>ab</i>	3,30 <i>bc</i>
F (1/3 D + 2/3 G)	13,10 <i>bc</i>	10,03 <i>ab</i>	6,01 <i>bc</i>	1,05 <i>bc</i>	3,83 <i>ab</i>
G (Composto)	11,42 <i>c</i>	10,20 <i>ab</i>	5,65 <i>bcd</i>	0,97 <i>bc</i>	3,17 <i>bc</i>
H (SIRO Germe Bio)*	15,95 <i>a</i>	10,45 <i>ab</i>	8,17 <i>a</i>	1,47 <i>a</i>	3,67 <i>ab</i>
I (TREF BIO 1)*	14,32 <i>ab</i>	11,08 <i>ab</i>	8,01 <i>a</i>	1,51 <i>a</i>	4,33 <i>a</i>
J (TREF Bio 1)**	10,77 <i>c</i>	9,47 <i>b</i>	4,24 <i>d</i>	0,88 <i>c</i>	3,67 <i>ab</i>

Em cada coluna, as modalidades assinaladas com a mesma letra não diferem significativamente ($p=0,05$).

* Nas modalidades H e I foi feita uma adubação complementar do substrato no viveiro (ver material e métodos).

** Modalidade controlo, correspondente à prática do viveiro na altura da instalação do ensaio.



Figura 4.2 Plantas de tomilho limão nos vários substratos antes da colheita

Relativamente aos substratos sem turfa (A a G), verifica-se que as plantas cultivadas nestes substratos tiveram um crescimento igual ou, em alguns parâmetros, superior ao crescimento observado nas plantas cultivadas no substrato controlo (J). Resultados semelhantes foram também obtidos por Freire *et al.* (2007) em misturas de fibra de coco com composto (80% e 20%, respetivamente) e fibra de coco com vermicomposto (80% e 20%, respetivamente), que originaram um crescimento de transplantes de alface idêntico ao observado nas plantas cultivadas num substrato comercial à base de turfa.

Quadro 4.6 – Valores médios dos parâmetros avaliados para caracterizar o crescimento da menta (*Mentha x piperita*): altura das plantas (cm), diâmetro máximo do tufo (cm), peso fresco da parte aérea (g/planta), peso seco da parte aérea (g/planta) e classificação das raízes (avaliação visual).

Substrato	Altura (cm)	Diâmetro do tufo (cm)	Peso fresco (g/planta)	Peso seco (g/planta)	Raízes (Aval. visual)
A (fibra coco 1)	13,28 <i>a</i>	14,68 <i>de</i>	9,78 <i>d</i>	2,47 <i>c</i>	2,33 <i>c</i>
B (2/3 A + 1/3 G)	13,18 <i>a</i>	15,35 <i>cde</i>	9,69 <i>d</i>	2,33 <i>c</i>	3,67 <i>ab</i>
C (1/3 A + 2/3 G)	13,48 <i>a</i>	16,63 <i>bcd</i>	10,31 <i>cd</i>	2,54 <i>bc</i>	3,33 <i>abc</i>
D (fibra coco 2)	14,68 <i>a</i>	17,67 <i>bc</i>	13,18 <i>b</i>	3,40 <i>a</i>	3,50 <i>abc</i>
E (2/3 D + 1/3 G)	14,65 <i>a</i>	17,25 <i>bc</i>	12,40 <i>b</i>	3,09 <i>ab</i>	3,83 <i>a</i>
F (1/3 D + 2/3 G)	13,60 <i>a</i>	18,00 <i>b</i>	11,42 <i>bcd</i>	2,74 <i>bc</i>	3,33 <i>abc</i>
G (Composto)	14,60 <i>a</i>	17,93 <i>b</i>	13,30 <i>b</i>	3,04 <i>ab</i>	2,67 <i>abc</i>
H (SIRO Germe Bio)*	14,65 <i>a</i>	21,68 <i>a</i>	15,73 <i>a</i>	3,48 <i>a</i>	2,67 <i>abc</i>
I (TREF BIO 1)*	13,40 <i>a</i>	16,00 <i>bcd</i>	12,11 <i>bc</i>	3,02 <i>ab</i>	2,50 <i>bc</i>
J (TREF Bio 1)**	10,42 <i>b</i>	13,48 <i>e</i>	6,39 <i>e</i>	1,75 <i>d</i>	3,33 <i>abc</i>

Em cada coluna, as modalidades assinaladas com a mesma letra não diferem significativamente ($p=0,05$).

* Nas modalidades H e I foi feita uma adubação complementar do substrato no viveiro (ver material e métodos).

** Modalidade controlo, correspondente à prática do viveiro na altura da instalação do ensaio.



Figura 4.3 Plantas de menta nos vários substratos antes da colheita

Ainda nos substratos sem turfa, verifica-se que as plantas de tomilho cultivadas no substrato D e E e as plantas de menta cultivadas nos substratos C, D, E, F e G tiveram um crescimento igual ao verificado nas plantas cultivadas no substrato comercial com adubação complementar (substrato I). Este resultado é bastante interessante uma vez que a quantidade total de adubos orgânicos nos substratos H e I é superior à dos restantes substratos usados no ensaio. Efetivamente, os substratos H e I receberam uma fertilização base efetuada pelo fabricante e, no viveiro, foi ainda efetuada uma adubação complementar (quadro 3.2). Assim, as comparações entre os substratos sem turfa (A a G) e os substratos H e I têm que ter em conta este aspeto.

Relativamente aos substratos constituídos apenas por fibra de coco (A e D), verifica-se que, em muitos dos parâmetros avaliados, ocorreram diferenças significativas no crescimento das plantas cultivadas em cada uma das fibras. De facto, o peso fresco e seco das duas espécies, o diâmetro do tufo na menta e a classificação das raízes no tomilho limão é significativamente inferior no substrato A. O menor crescimento observado no substrato A

(fibra de coco 1), está de acordo com os resultados obtidos nos ensaios de germinação (capítulo 4.2) onde foram identificados problemas de fitotoxicidade neste material.

Quanto aos substratos comerciais com turfa autorizados em MPB e sujeitos a adubação complementar (H e I) verifica-se que na maioria dos parâmetros avaliados não há diferenças significativas entre os substratos, exceto no diâmetro do tufo e no peso fresco na menta cujos valores são superiores no substrato H. Na constituição do substrato H (SIRO Germe Bio) predominam as turfas louras, enquanto que no substrato I (TREF Bio I) predominam as turfas negras (ver capítulo 3.1.1). Como referido no capítulo 2, as turfas loiras têm um conjunto de propriedades, sobretudo de natureza física, mais adequadas às exigências da produção de plantas em vaso do que as turfas negras. Por outro lado, a fertilização base efetuada pelos produtores destes substratos é diferente e, como evidenciado no quadro 4.2, o substrato H tem um teor de azoto mineral extraível superior ao do substrato I. Apesar de neste trabalho não ter sido possível efetuar uma caracterização física dos substratos, as reconhecidas melhores propriedades físicas das turfas louras e a maior disponibilidade de azoto justificam a tendência de um maior crescimento das plantas cultivadas no substrato H.

4.3.2. Espécies transplantadas para os vasos, de crescimento mais lento

No caso das espécies de crescimento mais lento (quadro 4.7 e quadro 4.8), as plantas cultivadas no substrato comercial usado como controlo (J) também aparentam um crescimento inferior às dos substratos comerciais com adubação complementar (H e I). Este resultado é semelhante ao observado com as espécies de crescimento mais rápido (capítulo 4.3.1) e, mais uma vez, evidencia a menor disponibilidade de nutrientes no substrato controlo (J).

Também os substratos sem turfa (A a G), originaram plantas com um crescimento igual ou, em alguns parâmetros, superior ao crescimento observado nas plantas cultivadas no substrato comercial usado como controlo (J).

Nestas espécies é ainda de destacar o diferente desempenho das duas espécies no substrato constituído pela fibra de coco 2 (substrato D). O bom crescimento da alfavema cultivada no substrato D, igual ao do I (substrato comercial com adubação complementar), contrasta com o reduzido crescimento do alecrim no mesmo substrato. Na verdade, embora a fibra de coco tenha sido testada com sucesso em muitos casos, (Maher *et al.*, 2007), as espécies podem reagir de forma diferente ao mesmo substrato de crescimento. Espert e Martínez (2004) comparando o desenvolvimento das plantas de tomates e de pimento numa turfa loira e numa fibra de coco verificaram que o pimento teve um melhor crescimento na

fibra de coco, enquanto o tomate teve um melhor desempenho na turfa. Também Meerow (1994, *cit. in* Bagci *et al.*, 2012) verificou um igual desempenho, de uma fibra de coco e de uma turfa, no crescimento da estrela do egito (*Pentas lanceolata*) enquanto a flor de coral (*Lxora coccínea*) teve um melhor crescimento em turfa.

Quadro 4.7 – Valores médios dos parâmetros avaliados para caracterizar o crescimento da alfazema (*Lavandula híbrida*): altura das plantas (cm), diâmetro máximo do tufo (cm), peso fresco da parte aérea (g/planta), peso seco da parte aérea (g/planta) e classificação das raízes (avaliação visual).

Substrato	Altura (cm)	Diâmetro do tufo (cm)	Peso fresco (g/planta)	Peso seco (g/planta)	Raízes (Aval. visual)
A (fibra coco 1)	14,40 <i>ab</i>	15,40 <i>bcde</i>	14,74 <i>d</i>	3,93 <i>b</i>	2,60 <i>bc</i>
B (2/3 A + 1/3 G)	14,40 <i>ab</i>	13,60 <i>e</i>	14,05 <i>de</i>	3,91 <i>b</i>	2,20 <i>c</i>
C (1/3 A + 2/3 G)	14,50 <i>ab</i>	14,67 <i>cde</i>	15,48 <i>cd</i>	4,20 <i>b</i>	3,00 <i>abc</i>
D (fibra coco 2)	15,25 <i>ab</i>	16,92 <i>ab</i>	20,08 <i>b</i>	6,21 <i>a</i>	3,17 <i>ab</i>
E (2/3 D + 1/3 G)	15,00 <i>ab</i>	15,92 <i>abcd</i>	18,33 <i>bc</i>	5,40 <i>a</i>	3,00 <i>abc</i>
F (1/3 D + 2/3 G)	15,30 <i>ab</i>	16,00 <i>abcd</i>	20,29 <i>b</i>	5,69 <i>a</i>	2,60 <i>bc</i>
G (Composto)	15,63 <i>ab</i>	16,75 <i>abc</i>	15,68 <i>cd</i>	3,89 <i>b</i>	2,75 <i>bc</i>
H (SIRO Germe Bio)*	16,25 <i>a</i>	17,75 <i>a</i>	24,01 <i>a</i>	6,50 <i>a</i>	3,67 <i>a</i>
I (TREF Bio 1)*	14,67 <i>ab</i>	17,25 <i>ab</i>	20,39 <i>b</i>	5,43 <i>a</i>	2,83 <i>bc</i>
J (TREF Bio 1)**	13,92 <i>b</i>	14,33 <i>de</i>	11,30 <i>e</i>	3,33 <i>b</i>	2,50 <i>bc</i>

Em cada coluna, as modalidades assinaladas com a mesma letra não diferem significativamente ($p=0,05$).

* Nas modalidades H e I foi feita uma adubação complementar do substrato no viveiro (ver material e métodos).

** Modalidade controlo, correspondente à prática do viveiro na altura da instalação do ensaio.

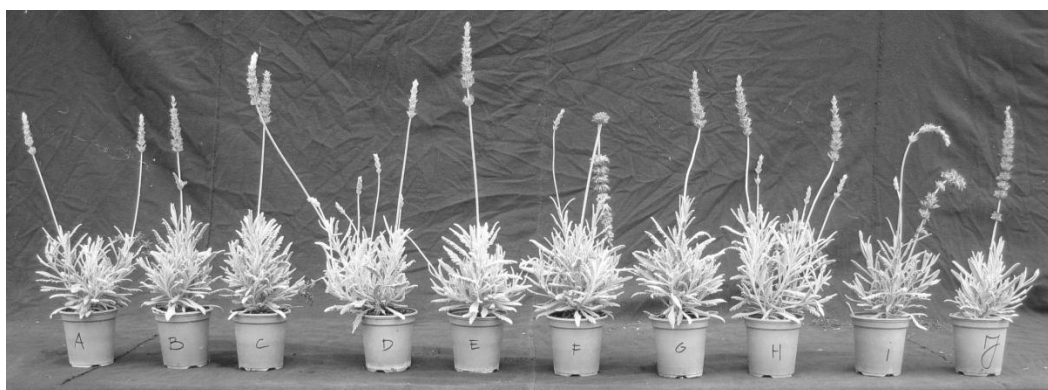


Figura 4.4 Plantas de alfazema nos vários substratos antes da colheita

No alecrim é ainda de destacar o efeito positivo da adição de composto à “fibra de coco 2”. De facto, a adição de 1/3 ou 2/3 (em volume) de composto (substratos E e F) originou um aumento significativo do crescimento das plantas de alecrim. Este resultado indicia que o alecrim precisa de uma quantidade de nutrientes maior daquela facultada pela fibra de coco e que, neste caso, é proporcionada com a adição do composto. Efetivamente, no capítulo 4.1 (quadros 4.2 e 4.4) observou-se que a adição de composto originou um aumento da disponibilidade de nutrientes nos substratos. Vários autores referem que a adição de

composto aos substratos, origina, por parte das plantas, uma curva de resposta do tipo “quadrático”, isto é, numa fase inicial a adição de composto provoca um aumento do crescimento, resultado da maior disponibilidade de nutrientes, mas para doses muito elevadas de composto poderá haver uma redução do crescimento, resultado das propriedades físicas não adequadas, nomeadamente a retenção de água, ou da salinidade (Perez-Murcia *et al.*, 2006; Ribeiro *et al.*, 2009). Efetivamente, a adição de 1/3 (em volume) de composto aumentou o crescimento do alecrim e da alfavaca, mas na dose mais elevada (substrato G – 100% composto) há uma tendência de redução do crescimento, que é significativa no peso fresco e no peso seco da alfavaca.

Quadro 4.8 – Valores médios dos parâmetros avaliados para caracterizar o crescimento do alecrim (*Rosmarinus officinalis*): altura das plantas (cm), diâmetro máximo do tufo (cm), peso fresco da parte aérea (g/planta), peso seco da parte aérea (g/planta) e classificação das raízes (avaliação visual).

Substrato	Altura (cm)	Diâmetro do tufo (cm)	Peso fresco (g/planta)	Peso seco (g/planta)	Raízes (Aval. visual)
A (fibra coco 1)	14,70 <i>bc</i>	15,27 <i>bc</i>	12,40 <i>ef</i>	3,97 <i>cde</i>	3,17 <i>ab</i>
B (2/3 A + 1/3 G)	18,27 <i>ab</i>	14,82 <i>bc</i>	12,54 <i>ef</i>	3,82 <i>de</i>	3,50 <i>a</i>
C (1/3 A + 2/3 G)	19,92 <i>a</i>	14,48 <i>bc</i>	13,60 <i>cdef</i>	4,18 <i>bcde</i>	3,00 <i>ab</i>
D (fibra coco 2)	17,77 <i>abc</i>	14,07 <i>bc</i>	12,60 <i>def</i>	3,91 <i>de</i>	3,50 <i>a</i>
E (2/3 D + 1/3 G)	20,82 <i>a</i>	16,78 <i>b</i>	16,71 <i>abc</i>	5,26 <i>ab</i>	3,50 <i>a</i>
F (1/3 D + 2/3 G)	20,42 <i>a</i>	16,95 <i>ab</i>	16,32 <i>abcd</i>	5,21 <i>abc</i>	2,67 <i>abc</i>
G (Composto)	19,17 <i>a</i>	16,00 <i>bc</i>	14,30 <i>bcde</i>	4,00 <i>bcde</i>	1,67 <i>c</i>
H (SIRO Germe Bio)*	21,45 <i>a</i>	18,00 <i>ab</i>	17,96 <i>ab</i>	4,84 <i>abcd</i>	2,17 <i>bc</i>
I (TREF Bio 1)*	19,60 <i>a</i>	20,87 <i>a</i>	19,27 <i>a</i>	5,76 <i>a</i>	2,50 <i>abc</i>
J (TREF Bio 1)**	18,66 <i>c</i>	12,73 <i>c</i>	10,46 <i>f</i>	3,18 <i>e</i>	3,33 <i>ab</i>

Em cada coluna, as modalidades assinaladas com a mesma letra não diferem significativamente ($p=0,05$).

* Nas modalidades H e I foi feita uma adubação complementar do substrato no viveiro (ver material e métodos).

** Modalidade controlo, correspondente à prática do viveiro na altura da instalação do ensaio.



Figura 4.5 Plantas de alecrim nos vários substratos antes da colheita

4.3.3. Espécies semeadas nos vasos

Nos quadros 4.9, 4.10 e 4.11 são exibidas as médias dos valores de crescimento obtidos com o manjeriço, o coentro e a salsa. Verifica-se, nas três espécies, à semelhança das espécies que foram transplantadas (4.3.1 e 4.3.2), que a baixa disponibilidade de nutrientes no substrato controlo (J) afeta o desenvolvimento das plantas, quer ao nível da dimensão da parte aérea, quer da quantidade de biomassa produzida. De facto, nos substratos em que se fez adubação complementar (H e I) o crescimento das plantas foi significativamente superior.

Quadro 4.9 – Valores médios dos parâmetros avaliados para caracterizar o crescimento do manjeriço (*Ocimum basilicum*): altura das plantas (cm), diâmetro máximo do tufo (cm), peso fresco da parte aérea (g/planta), peso seco da parte aérea (g/planta) e classificação das raízes (avaliação visual).

Substrato	Altura (cm)	Diâmetro do tufo (cm)	Peso fresco (g/planta)	Peso seco (g/planta)	Raízes (Aval. visual)
A (fibra coco 1)	10,45 <i>d</i>	16,13 <i>de</i>	14,22 <i>e</i>	1,22 <i>f</i>	1,67 <i>f</i>
B (2/3 A + 1/3 G)	10,43 <i>d</i>	17,53 <i>cde</i>	20,77 <i>d</i>	1,98 <i>e</i>	3,17 <i>de</i>
C (1/3 A + 2/3 G)	11,00 <i>cd</i>	18,16 <i>c</i>	26,47 <i>bc</i>	2,40 <i>de</i>	3,80 <i>cd</i>
D (fibra coco 2)	11,45 <i>cd</i>	18,05 <i>cd</i>	25,13 <i>cd</i>	2,59 <i>bcd</i>	4,83 <i>a</i>
E (2/3 D + 1/3 G)	12,24 <i>bc</i>	18,74 <i>bc</i>	25,03 <i>cd</i>	2,49 <i>cd</i>	4,60 <i>ab</i>
F (1/3 D + 2/3 G)	12,95 <i>b</i>	19,40 <i>abc</i>	26,22 <i>bc</i>	2,67 <i>bcd</i>	4,00 <i>bc</i>
G (Composto)	13,04 <i>b</i>	20,24 <i>ab</i>	29,39 <i>abc</i>	2,87 <i>abc</i>	3,60 <i>cde</i>
H (SIRO Germe Bio)*	14,73 <i>a</i>	21,23 <i>a</i>	32,52 <i>a</i>	3,17 <i>a</i>	4,00 <i>bc</i>
I (TREF Bio 1)*	13,04 <i>b</i>	20,26 <i>ab</i>	30,11 <i>ab</i>	2,99 <i>ab</i>	4,20 <i>abc</i>
J (TREF Bio 1)**	10,33 <i>d</i>	15,82 <i>e</i>	15,03 <i>e</i>	1,50 <i>f</i>	3,00 <i>e</i>

Em cada coluna, as modalidades assinaladas com a mesma letra não diferem significativamente ($p=0,05$).

* Nas modalidades H e I foi feita uma adubação complementar do substrato no viveiro (ver material e métodos).

** Modalidade controlo, correspondente à prática do viveiro na altura da instalação do ensaio.



Figura 4.6 Plantas de manjeriço nos vários substratos antes da colheita

Nos substratos sem turfa, destaca-se, novamente, pela negativa, o substrato A (fibra de coco 1), pelo reduzido crescimento das plantas e, sobretudo, pelo efeito inibidor do crescimento das raízes do manjeriço e do coentro, o que está em concordância com os resultados do ensaio de germinação (quadro 4.4). Também o substrato D (fibra de coco 2), no coentro e na salsa, originou plantas com um reduzido crescimento. À semelhança do observado no alecrim, também nestas espécies propagadas por semente, se verificou que a

adição de composto às fibras de coco (substratos B, C, E e F) afetou positivamente o crescimento das plantas, quando comparado com as fibras de coco estremo (substrato A e D).

Quadro 4.10 – Valores médios dos parâmetros avaliados para caracterizar o crescimento do coentro (*Coriandrum Sativum*): altura das plantas (cm), diâmetro máximo do tufo (cm), peso fresco da parte aérea (g/planta), peso seco da parte aérea (g/planta) e classificação das raízes (avaliação visual).

Substrato	Altura (cm)	Diâmetro do tufo (cm)	Peso fresco (g/planta)	Peso seco (g/planta)	Raízes (Aval. visual)
A (fibra coco 1)	9,08 e	13,83 de	6,36 d	0,65 e	1,00 c
B (2/3 A + 1/3 G)	10,25 de	16,00 cde	14,72 c	1,64 e	4,17 ab
C (1/3 A + 2/3 G)	11,42 bcd	19,42 ab	19,91 b	2,36 bc	3,83 ab
D (fibra coco 2)	10,42 de	13,67 ef	11,94 c	1,34 d	4,83 a
E (2/3 D + 1/3 G)	10,67 cd	16,08 cd	18,93 b	2,08 c	3,33 b
F (1/3 D + 2/3 G)	11,67 abcd	17,50 bc	21,65 b	2,30 bc	3,67 b
G (Composto)	12,67 ab	19,00 ab	22,15 b	2,56 b	4,33 ab
H (SIRO Germe Bio)*	13,17 a	20,92 a	27,93 a	3,00 a	3,83 ab
I (TREF Bio 1)*	12,20 abc	17,80 bc	22,30 b	2,65 ab	3,60 b
J (TREF Bio 1)**	7,33 f	11,33 f	7,28 d	0,90 e	1,83 c

Em cada coluna, as modalidades assinaladas com a mesma letra não diferem significativamente ($p=0,05$).

* Nas modalidades H e I foi feita uma adubação complementar do substrato no viveiro (ver material e métodos).

** Modalidade controlo, correspondente à prática do viveiro na altura da instalação do ensaio.



Figura 4.7 Plantas de coentro nos vários substratos antes da colheita

A maior condutividade elétrica observada no substrato com composto estremo (substrato G; quadro 4.1) parece não ter afetado a germinação e o crescimento das plantas semeadas. De facto, as plantas semeada no substrato G tiveram um crescimento igual ou, em muitos parâmetros, superior ao crescimento nos restantes substratos sem turfa e no substrato controlo (J). Por outro lado, à exceção do diâmetro do tufo na salsa, em todos os outros parâmetros avaliados as plantas semeadas no substrato G (100% composto) não diferiram significativamente das do substrato I (substrato comercial que recebeu uma adubação complementar).

No que diz respeito aos substratos comerciais com adubação complementar (H e I) parece haver uma tendência, significativa em alguns parâmetros, para um maior crescimento das plantas no substrato comercial à base de turfa loira (substrato H). Tal com referido

anteriormente, as propriedades físicas da turfa loura e o maior teor de azoto mineral extraível (quadro 4.2) justificam o melhor desempenho das plantas neste substrato.

Quadro 4.11 – Valores médios dos parâmetros avaliados para caracterizar o crescimento da salsa (*Petroselinum Crispum*): altura das plantas (cm), diâmetro máximo do tufo (cm), peso fresco da parte aérea (g/planta), peso seco da parte aérea (g/planta) e classificação das raízes (avaliação visual).

Substrato	Altura (cm)	Diâmetro do tufo (cm)	Peso fresco (g/planta)	Peso seco (g/planta)	Raízes (Aval. visual)
A (fibra coco 1)	10,30 <i>c</i>	17,75 <i>cd</i>	13,30 <i>ef</i>	1,78 <i>e</i>	3,67 <i>a</i>
B (2/3 A + 1/3 G)	10,92 <i>bc</i>	18,00 <i>cd</i>	14,06 <i>ef</i>	2,19 <i>de</i>	3,67 <i>a</i>
C (1/3 A + 2/3 G)	10,17 <i>c</i>	18,75 <i>bc</i>	17,25 <i>de</i>	2,68 <i>cd</i>	3,33 <i>a</i>
D (fibra coco 2)	10,92 <i>bc</i>	16,50 <i>d</i>	13,37 <i>ef</i>	2,06 <i>de</i>	3,83 <i>a</i>
E (2/3 D + 1/3 G)	10,33 <i>c</i>	18,42 <i>cd</i>	19,74 <i>cd</i>	3,10 <i>bc</i>	3,50 <i>a</i>
F (1/3 D + 2/3 G)	10,33 <i>c</i>	19,25 <i>bc</i>	20,62 <i>cd</i>	2,94 <i>bc</i>	3,33 <i>a</i>
G (Composto)	12,08 <i>bc</i>	17,33 <i>cd</i>	22,79 <i>bc</i>	3,10 <i>bc</i>	3,00 <i>a</i>
H (SIRO Germe Bio)*	15,00 <i>a</i>	21,75 <i>a</i>	29,33 <i>a</i>	3,98 <i>a</i>	3,00 <i>a</i>
I (TREF Bio 1)*	12,67 <i>b</i>	20,50 <i>ab</i>	26,22 <i>ab</i>	3,64 <i>ab</i>	3,17 <i>a</i>
J (TREF Bio 1)**	7,75 <i>d</i>	12,92 <i>e</i>	10,90 <i>f</i>	1,68 <i>e</i>	3,17 <i>a</i>

Em cada coluna, as modalidades assinaladas com a mesma letra não diferem significativamente ($p=0,05$).

* Nas modalidades H e I foi feita uma adubação complementar do substrato no viveiro (ver material e métodos).

** Modalidade controlo, correspondente à prática do viveiro na altura da instalação do ensaio.



Figura 4.8 Plantas de salsa nos vários substratos antes da colheita

Dos resultados relativos ao efeito dos substratos sem turfa no crescimento das sete espécies de plantas aromáticas envasadas utilizadas neste trabalho, destacam-se os seguintes aspetos:

- a “fibra de coco 1” originou problemas de fitotoxicidade, pelo que a sua utilização não é recomendada;
- a adição de composto à “fibra de coco 2” (substratos E e F) teve um efeito positivo no crescimento do alecrim, do manjerição, do coentro e da salsa;
- as plantas cultivadas nas misturas de “fibra de coco 2” com composto (substrato E e F) tiveram, de um modo geral, um crescimento superior ao das plantas cultivadas no substrato comercial usado como controlo (J), demonstrando serem uma alternativa sem turfa viável e mais económica do que o substrato comercial;

- a adubação das misturas de fibra de coco com composto necessita de ser otimizada, de modo a que nestes substratos se atinjam, de forma sistemática, crescimentos idênticos aos obtidos nos substratos que receberam uma adubação complementar (H e I).

4.4. Macroelementos

No que diz respeito aos macroelementos, foram determinadas as concentrações na parte aérea das plantas e, posteriormente, considerando a biomassa de cada planta, foi calculado o teor de macroelementos extraídos pela parte aérea de cada uma destas.

4.4.1. Espécies transplantadas para os vasos, de crescimento mais rápido

Nos quadros 4.12 a 4.15 são indicados os valores médios relativos à concentração de macroelementos na parte aérea das plantas e a quantidade extraída por cada planta nas espécies de propagação vegetativa de crescimento rápido (tomilho limão e menta).

Os substratos formulados neste trabalho, a partir de fibra de coco e composto (A a G), originaram, de um modo geral, plantas de tomilho com concentrações de azoto, potássio e sódio, na parte aérea (quadro 4.13), superiores às das plantas cultivadas no substrato comercial (J). No caso da menta (quadro 4.14) as diferenças nas concentrações destes elementos não foram tão evidentes. Também na extração de fósforo pelo tomilho observou-se uma tendência semelhante, exceto nos substratos A e D (fibras de coco estremes). No caso da menta, as plantas cultivadas nos substratos formulados (A a G) extraíram quantidades de fósforo, potássio (exceto A), cálcio (exceto A), magnésio (exceto A) e sódio significativamente superiores às do substrato comercial (J). Relativamente ao azoto, observou-se que as plantas de menta cultivadas nos substratos D, E, F e G extraíram quantidades significativamente superiores às do substrato comercial (J), enquanto nos substratos A, B, C e J as extrações foram idênticas.

Os resultados obtidos indicam que, por regra, os substratos formulados a partir de fibra de coco e composto e a respetiva fertilização base disponibilizam, ao longo do ciclo de cultivo, quantidades de nutrientes superiores às que são disponibilizadas pelo substrato comercial utilizado como controlo neste ensaio.

No entanto, a extração de azoto pela parte aérea das plantas cultivadas nos substratos sem turfa (A a G) foi significativamente inferior à observada nos substratos comerciais que receberam adubação complementar (H e I). No caso específico dos substratos constituídos

apenas por fibra de coco (A e D) observa-se também uma menor extração de magnésio (substratos A e B), cálcio (substrato A) e fósforo (substrato B e com a menta também no substrato A).

Quadro 4.12 – Valores médios da concentração de macronutrientes e sódio na parte aérea das plantas de tomilho limão (*Thymus citriodorus*)

Substrato	N (g kg ⁻¹)	P (g kg ⁻¹)	K (g kg ⁻¹)	Ca (g kg ⁻¹)	Mg (g kg ⁻¹)	Na (g kg ⁻¹)
A (fibra coco 1)	41,18 <i>ab</i>	6,11 <i>bcd</i>	47,00 <i>ab</i>	10,90 <i>b</i>	4,28 <i>e</i>	2,75 <i>ab</i>
B (2/3 A + 1/3 G)	47,36 <i>ab</i>	6,54 <i>bc</i>	50,90 <i>a</i>	12,26 <i>b</i>	5,23 <i>de</i>	1,06 <i>cd</i>
C (1/3 A + 2/3 G)	36,70 <i>bc</i>	8,21 <i>a</i>	48,21 <i>ab</i>	16,27 <i>a</i>	7,43 <i>a</i>	1,94 <i>abcd</i>
D (fibra coco 2)	36,32 <i>bc</i>	3,60 <i>f</i>	41,57 <i>bc</i>	15,25 <i>a</i>	4,90 <i>e</i>	3,35 <i>a</i>
E (2/3 D + 1/3 G)	34,38 <i>bc</i>	4,86 <i>e</i>	33,12 <i>de</i>	17,49 <i>a</i>	5,63 <i>bcde</i>	1,22 <i>cd</i>
F (1/3 D + 2/3 G)	41,97 <i>ab</i>	6,76 <i>b</i>	38,51 <i>cd</i>	17,67 <i>a</i>	6,84 <i>abc</i>	2,34 <i>abc</i>
G (Composto)	47,88 <i>ab</i>	6,84 <i>b</i>	38,11 <i>cd</i>	16,05 <i>a</i>	6,94 <i>ab</i>	1,65 <i>bcd</i>
H (SIRO Germe Bio)*	47,16 <i>ab</i>	6,01 <i>bcd</i>	32,16 <i>de</i>	17,48 <i>a</i>	5,46 <i>cde</i>	1,06 <i>cd</i>
I (TREF BIO 1)*	58,58 <i>a</i>	5,59 <i>cde</i>	33,10 <i>de</i>	15,63 <i>a</i>	7,10 <i>a</i>	0,71 <i>d</i>
J (TREF Bio 1)**	20,51 <i>c</i>	5,96 <i>de</i>	27,38 <i>e</i>	15,52 <i>a</i>	6,34 <i>abcd</i>	0,66 <i>d</i>

Em cada coluna, as modalidades assinaladas com a mesma letra não diferem significativamente (p=0,05).

* Nas modalidades H e I foi feita uma fertilização complementar do substrato no viveiro (ver material e métodos).

** Modalidade de controlo, correspondente à prática do viveiro na altura da instalação do ensaio.

Quadro 4.13 – Valores médios da quantidade de macronutrientes e sódio extraídos por cada planta de tomilho limão (*Thymus citriodorus*)

Substrato	N (mg/planta)	P (mg/planta)	K (mg/planta)	Ca (mg/planta)	Mg (mg/planta)	Na (mg/planta)
A (fibra coco 1)	34,65 <i>d</i>	5,13 <i>de</i>	39,49 <i>bc</i>	9,08 <i>e</i>	3,59 <i>e</i>	2,28 <i>b</i>
B (2/3 A + 1/3 G)	44,43 <i>cd</i>	6,32 <i>cd</i>	51,10 <i>ab</i>	12,00 <i>de</i>	5,01 <i>de</i>	0,94 <i>cd</i>
C (1/3 A + 2/3 G)	36,65 <i>d</i>	8,27 <i>ab</i>	48,62 <i>abc</i>	16,39 <i>cd</i>	7,51 <i>b</i>	1,96 <i>bc</i>
D (fibra coco 2)	54,20 <i>bc</i>	5,32 <i>de</i>	62,33 <i>a</i>	22,80 <i>ab</i>	7,31 <i>bc</i>	5,08 <i>a</i>
E (2/3 D + 1/3 G)	43,62 <i>cd</i>	6,27 <i>cd</i>	43,13 <i>bc</i>	22,74 <i>ab</i>	7,40 <i>b</i>	1,61 <i>bcd</i>
F (1/3 D + 2/3 G)	44,19 <i>cd</i>	7,03 <i>bc</i>	40,50 <i>bc</i>	18,40 <i>bc</i>	7,09 <i>bc</i>	2,61 <i>b</i>
G (Composto)	46,20 <i>cd</i>	6,67 <i>bcd</i>	37,08 <i>cd</i>	15,65 <i>cd</i>	6,76 <i>bcd</i>	1,70 <i>bcd</i>
H (SIRO Germe Bio)	68,93 <i>ab</i>	8,79 <i>a</i>	47,38 <i>bc</i>	25,13 <i>a</i>	7,91 <i>b</i>	1,44 <i>bcd</i>
I (TREF BIO 1)	85,33 <i>a</i>	8,19 <i>ab</i>	48,95 <i>abc</i>	22,74 <i>ab</i>	10,31 <i>a</i>	1,01 <i>cd</i>
J (TREF Bio 1)*	17,41 <i>e</i>	4,40 <i>e</i>	23,75 <i>d</i>	13,49 <i>de</i>	5,51 <i>cd</i>	0,56 <i>d</i>

Em cada coluna, as modalidades assinaladas com a mesma letra não diferem significativamente (p=0,05).

* Na modalidade J não se adicionou fertilizante ao substrato, ao contrário do que aconteceu com as restantes modalidades (ver material e métodos). Esta modalidade de controlo correspondia à prática do viveiro na altura da instalação do ensaio.

Estes resultados indicam que as fibras de coco têm uma baixa disponibilidade de azoto, cálcio e magnésio, o que está em concordância com os resultados obtidos por Noguera *et al.* (1999), Abad *et al.* (2002), Rodrigues (2004) e Freire *et al.* (2007). As diferenças

observadas estão, também, relacionadas com o facto de os substratos H e I terem sido duplamente fertilizados, pelo fabricante na fertilização base e antes do início do ensaio com a adubação complementar (quadro 3.2), o que originou uma maior disponibilidade de nutrientes (quadros 4.2 e 4.3).

O substrato comercial utilizado como testemunha (J) originou, tanto no tomilho limão como na menta, plantas com uma concentração de azoto, na parte aérea, inferior à observada nos substratos comerciais que receberam uma adubação complementar no viveiro (H e I). Resultado semelhante foi também observado com o fósforo na menta (quadro 4.14). Relativamente aos restantes elementos não se observaram diferenças significativas entre estes substratos (J, H e I), o que poderá ser consequência de um efeito de concentração dos nutrientes, uma vez que as plantas cultivadas no substrato J tiveram uma produção de biomassa bastante inferior à das plantas cultivadas nos substratos H e I. De facto, analisando os resultados da extração de nutrientes (quadros 4.13 e 4.15), verifica-se que, para todos os macronutrientes avaliados, a quantidade de nutrientes extraída pela parte aérea das plantas cultivadas no substrato comercial (J) é significativamente inferior à observada nos substratos comerciais com fertilização complementar (H e I).

Os resultados obtidos parecem, assim, indicar que os substratos comerciais (certificados para AB) não disponibilizam as quantidades de nutrientes necessárias para um crescimento adequado das plantas. Assim, a fertilização base que é feita a estes substratos tem que ser suplementada com uma adubação complementar a efetuar no viveiro.

Quadro 4.14 – Valores médios da concentração de macronutrientes e sódio na parte aérea das plantas de menta (*Mentha x piperita*)

Substrato	N (g kg ⁻¹)	P (g kg ⁻¹)	K (g kg ⁻¹)	Ca (g kg ⁻¹)	Mg (g kg ⁻¹)	Na (g kg ⁻¹)
A (fibra coco 1)	11,55 c	2,69 cd	29,43 a	7,57 c	2,22 d	1,56 a
B (2/3 A + 1/3 G)	17,28 abc	3,06 bcd	39,30 a	9,68 abc	2,87 bc	1,32 ab
C (1/3 A + 2/3 G)	12,11 c	3,14 abc	35,86 a	9,06 abc	2,70 bcd	1,32 ab
D (fibra coco 2)	16,73 bc	2,48 d	22,09 a	9,68 abc	2,48 cd	1,08 ab
E (2/3 D + 1/3 G)	17,77 abc	2,90 bcd	36,85 a	10,99 a	3,17 ab	0,92 ab
F (1/3 D + 2/3 G)	28,65 ab	3,39 ab	35,05 a	10,32 ab	3,22 ab	0,97 ab
G (Composto)	17,84 abc	3,72 a	34,63 a	10,55 ab	3,49 a	1,03 ab
H (SIRO Germe Bio)	28,79 ab	3,69 a	30,41 a	10,89 a	2,91 bc	0,59 b
I (TREF BIO 1)	31,91 a	3,38 ab	24,75 a	9,32 abc	3,15 ab	0,52 b
J (TREF Bio 1)*	14,93 bc	2,66 cd	24,40 a	8,43 bc	2,71 bcd	0,80 ab

Em cada coluna, as modalidades assinaladas com a mesma letra não diferem significativamente (p=0,05).

* Na modalidade J não se adicionou fertilizante ao substrato, ao contrário do que aconteceu com as restantes modalidades (ver material e métodos). Esta modalidade de controlo correspondia à prática do viveiro na altura da instalação do ensaio.

Quadro 4.15 – Valores médios da quantidade de macronutrientes e sódio extraídos por cada planta de menta (*Mentha x piperita*)

Substrato	N (mg/planta)	P (mg/planta)	K (mg/planta)	Ca (mg/planta)	Mg (mg/planta)	Na (mg/planta)
A (fibra coco 1)	28,27 <i>de</i>	6,58 <i>f</i>	71,76 <i>cd</i>	18,47 <i>de</i>	5,41 <i>de</i>	3,76 <i>a</i>
B (2/3 A + 1/3 G)	40,05 <i>cde</i>	7,13 <i>ef</i>	94,43 <i>abc</i>	22,47 <i>cd</i>	6,68 <i>cd</i>	3,01 <i>ab</i>
C (1/3 A + 2/3 G)	30,83 <i>cde</i>	7,97 <i>def</i>	90,10 <i>abc</i>	23,02 <i>cd</i>	6,85 <i>cd</i>	3,36 <i>a</i>
D (fibra coco 2)	56,01 <i>bc</i>	8,42 <i>de</i>	75,31 <i>bc</i>	32,69 <i>ab</i>	8,38 <i>bc</i>	3,62 <i>a</i>
E (2/3 D + 1/3 G)	55,11 <i>bc</i>	8,96 <i>cd</i>	113,50 <i>a</i>	33,99 <i>ab</i>	9,78 <i>ab</i>	2,82 <i>abc</i>
F (1/3 D + 2/3 G)	74,99 <i>ab</i>	9,20 <i>cd</i>	97,17 <i>abc</i>	28,21 <i>bc</i>	8,79 <i>b</i>	2,66 <i>abcd</i>
G (Composto)	52,63 <i>bcd</i>	11,16 <i>ab</i>	101,36 <i>abc</i>	32,94 <i>ab</i>	10,80 <i>a</i>	3,29 <i>a</i>
H (SIRO Germe Bio)	100,13 <i>a</i>	12,58 <i>a</i>	103,29 <i>ab</i>	37,54 <i>a</i>	9,97 <i>ab</i>	1,89 <i>bcd</i>
I (TREF BIO 1)	94,90 <i>a</i>	10,16 <i>bc</i>	75,39 <i>bc</i>	28,22 <i>bc</i>	9,50 <i>ab</i>	1,60 <i>cd</i>
J (TREF Bio 1)*	26,03 <i>e</i>	4,67 <i>g</i>	42,99 <i>d</i>	14,76 <i>e</i>	4,75 <i>e</i>	1,35 <i>d</i>

Em cada coluna, as modalidades assinaladas com a mesma letra não diferem significativamente ($p=0,05$).

* Na modalidade J não se adicionou fertilizante ao substrato, ao contrário do que aconteceu com as restantes modalidades (ver material e métodos). Esta modalidade de controlo correspondia à prática do viveiro na altura da instalação do ensaio.

4.4.2. Espécies transplantadas para os vasos, de crescimento mais lento

Nos quadros 4.16 a 4.19 são expostos os valores médios da concentração de macronutrientes e sódio na parte aérea das plantas e a quantidade extraída por cada planta nas espécies de propagação vegetativa de crescimento mais lento (alfazema e alecrim).

Quadro 4.16 – Valores médios da concentração de macronutrientes e sódio na parte aérea das plantas de alfazema (*Lavandula hybrida*)

Substrato	N (g kg ⁻¹)	P (g kg ⁻¹)	K (g kg ⁻¹)	Ca (g kg ⁻¹)	Mg (g kg ⁻¹)	Na (g kg ⁻¹)
A (fibra coco 1)	9,93 <i>d</i>	1,38 <i>bc</i>	29,10 <i>a</i>	9,07 <i>b</i>	5,22 <i>de</i>	1,71 <i>a</i>
B (2/3 A + 1/3 G)	10,55 <i>cd</i>	1,60 <i>b</i>	21,38 <i>b</i>	8,53 <i>b</i>	5,14 <i>de</i>	1,16 <i>d</i>
C (1/3 A + 2/3 G)	10,94 <i>bcd</i>	1,66 <i>b</i>	24,62 <i>a</i>	11,33 <i>a</i>	6,58 <i>abc</i>	1,22 <i>cd</i>
D (fibra coco 2)	9,86 <i>d</i>	1,15 <i>c</i>	14,06 <i>ef</i>	12,21 <i>a</i>	5,81 <i>cde</i>	1,28 <i>bcd</i>
E (2/3 D + 1/3 G)	9,19 <i>d</i>	1,46 <i>bc</i>	18,53 <i>cd</i>	12,50 <i>a</i>	6,12 <i>bcd</i>	1,15 <i>d</i>
F (1/3 D + 2/3 G)	12,24 <i>abc</i>	1,42 <i>bc</i>	19,52 <i>bc</i>	12,31 <i>a</i>	6,96 <i>ab</i>	1,19 <i>d</i>
G (Composto)	14,41 <i>a</i>	2,04 <i>a</i>	26,31 <i>a</i>	12,66 <i>a</i>	7,34 <i>a</i>	1,50 <i>abc</i>
H (SIRO Germe Bio)	13,65 <i>a</i>	1,50 <i>b</i>	13,42 <i>f</i>	11,17 <i>a</i>	4,97 <i>e</i>	0,72 <i>d</i>
I (TREF BIO 1)	12,82 <i>ab</i>	1,64 <i>b</i>	16,32 <i>de</i>	12,19 <i>a</i>	6,58 <i>abc</i>	0,99 <i>de</i>
J (TREF Bio 1)*	9,43 <i>d</i>	1,54 <i>b</i>	13,16 <i>f</i>	11,89 <i>a</i>	6,66 <i>abc</i>	1,54 <i>e</i>

Em cada coluna, as modalidades assinaladas com a mesma letra não diferem significativamente ($p=0,05$).

* Na modalidade J não se adicionou fertilizante ao substrato, ao contrário do que aconteceu com as restantes modalidades (ver material e métodos). Esta modalidade de controlo correspondia à prática do viveiro na altura da instalação do ensaio.

Quadro 4.17 – Valores médios da quantidade de macronutrientes e sódio extraídos por cada planta de alfazema (*Lavandula híbrida*)

Substrato	N (mg/planta)	P (mg/planta)	K (mg/planta)	Ca (mg/planta)	Mg (mg/planta)	Na (mg/planta)
A (fibra coco 1)	39,15 <i>fg</i>	5,43 <i>ef</i>	102,35 <i>ab</i>	35,62 <i>bc</i>	20,50 <i>e</i>	6,72 <i>ab</i>
B (2/3 A + 1/3 G)	41,76 <i>fg</i>	6,13 <i>def</i>	83,73 <i>b</i>	33,50 <i>c</i>	20,22 <i>e</i>	4,51 <i>d</i>
C (1/3 A + 2/3 G)	45,80 <i>ef</i>	6,89 <i>cdef</i>	103,09 <i>ab</i>	47,04 <i>bc</i>	27,40 <i>cde</i>	5,10 <i>cd</i>
D (fibra coco 2)	61,17 <i>bcd</i>	7,20 <i>bcde</i>	87,11 <i>ab</i>	75,57 <i>a</i>	35,97 <i>ab</i>	7,83 <i>a</i>
E (2/3 D + 1/3 G)	49,02 <i>def</i>	7,87 <i>bcd</i>	99,85 <i>ab</i>	67,44 <i>a</i>	32,60 <i>abc</i>	6,18 <i>bc</i>
F (1/3 D + 2/3 G)	69,53 <i>b</i>	8,06 <i>abc</i>	110,74 <i>a</i>	69,92 <i>a</i>	39,52 <i>a</i>	6,74 <i>ab</i>
G (Composto)	55,60 <i>cde</i>	7,83 <i>bcd</i>	102,06 <i>ab</i>	48,81 <i>b</i>	28,26 <i>bcd</i>	5,80 <i>bcd</i>
H (SIRO Germe Bio)	88,30 <i>a</i>	9,75 <i>a</i>	87,51 <i>ab</i>	72,43 <i>a</i>	32,37 <i>abc</i>	4,65 <i>d</i>
I (TREF BIO 1)	68,63 <i>bc</i>	8,77 <i>ab</i>	88,72 <i>ab</i>	66,66 <i>a</i>	36,17 <i>a</i>	5,42 <i>bcd</i>
J (TREF Bio 1)*	31,54 <i>g</i>	5,11 <i>f</i>	44,35 <i>c</i>	39,82 <i>bc</i>	22,28 <i>de</i>	5,11 <i>cd</i>

Em cada coluna, as modalidades assinaladas com a mesma letra não diferem significativamente ($p=0,05$).

* Na modalidade J não se adicionou fertilizante ao substrato, ao contrário do que aconteceu com as restantes modalidades (ver material e métodos). Esta modalidade de controlo correspondia à prática do viveiro na altura da instalação do ensaio.

Os resultados obtidos indicam que, em termos gerais, as tendências observadas para as espécies de crescimento mais rápido (4.4.1) se mantêm nas espécies de crescimento mais lento. As plantas cultivadas no substrato sem turfa (A a G), originaram, de um modo geral, plantas com concentrações de azoto, fósforo, potássio e sódio na parte aérea, igual ou superior às das plantas cultivadas no substrato comercial (J). No entanto, no substrato A (fibra de coco 1 estreme) a concentração de cálcio e magnésio nas plantas é significativamente inferior à observada no substrato comercial usado como controlo (J) o que, mais uma vez, confirma a baixa disponibilidade destes elementos na “fibra de coco 1”.

Quadro 4.18 – Valores médios da concentração de macronutrientes e sódio na parte aérea das plantas de alecrim (*Rosmarinus officinalis*)

Substrato	N (g kg ⁻¹)	P (g kg ⁻¹)	K (g kg ⁻¹)	Ca (g kg ⁻¹)	Mg (g kg ⁻¹)	Na (g kg ⁻¹)
A (fibra coco 1)	10,80 <i>cd</i>	0,86 <i>c</i>	23,19 <i>a</i>	5,74 <i>e</i>	1,77 <i>f</i>	2,91 <i>a</i>
B (2/3 A + 1/3 G)	11,58 <i>bcd</i>	1,11 <i>bc</i>	20,65 <i>abc</i>	7,03 <i>cde</i>	2,28 <i>de</i>	2,40 <i>abc</i>
C (1/3 A + 2/3 G)	9,41 <i>d</i>	1,72 <i>bc</i>	23,49 <i>a</i>	6,68 <i>de</i>	2,08 <i>ef</i>	2,36 <i>abc</i>
D (fibra coco 2)	8,23 <i>d</i>	0,80 <i>c</i>	18,95 <i>bc</i>	8,61 <i>b</i>	2,35 <i>de</i>	2,63 <i>ab</i>
E (2/3 D + 1/3 G)	8,56 <i>d</i>	0,88 <i>c</i>	18,73 <i>bc</i>	8,08 <i>bcd</i>	2,28 <i>de</i>	1,72 <i>d</i>
F (1/3 D + 2/3 G)	9,73 <i>d</i>	1,08 <i>bc</i>	20,19 <i>abc</i>	8,01 <i>bcd</i>	2,55 <i>cd</i>	2,19 <i>bcd</i>
G (Composto)	14,98 <i>ab</i>	1,72 <i>a</i>	21,74 <i>ab</i>	8,63 <i>b</i>	2,83 <i>abc</i>	2,14 <i>bcd</i>
H (SIRO Germe Bio)	15,68 <i>a</i>	1,47 <i>ab</i>	19,02 <i>bc</i>	11,63 <i>a</i>	3,03 <i>ab</i>	2,53 <i>bcd</i>
I (TREF BIO 1)	13,86 <i>abc</i>	1,26 <i>abc</i>	17,48 <i>c</i>	8,45 <i>bc</i>	3,26 <i>a</i>	2,24 <i>bcd</i>
J (TREF Bio 1)*	9,85 <i>d</i>	1,00 <i>bc</i>	17,74 <i>c</i>	8,60 <i>bc</i>	2,70 <i>bcd</i>	1,90 <i>cd</i>

Em cada coluna, as modalidades assinaladas com a mesma letra não diferem significativamente ($p=0,05$).

* Na modalidade J não se adicionou fertilizante ao substrato, ao contrário do que aconteceu com as restantes modalidades (ver material e métodos). Esta modalidade de controlo correspondia à prática do viveiro na altura da instalação do ensaio.

Quadro 4.19 – Valores médios da quantidade de macronutrientes e sódio extraídos por cada planta de alecrim (*Rosmarinus officinalis*)

Substrato	N (mg/planta)	P (mg/planta)	K (mg/planta)	Ca (mg/planta)	Mg (mg/planta)	Na (mg/planta)
A (fibra coco 1)	42,90 <i>cde</i>	3,46 <i>c</i>	91,64 <i>abc</i>	22,77 <i>e</i>	7,03 <i>d</i>	11,53 <i>ab</i>
B (2/3 A + 1/3 G)	44,36 <i>cde</i>	4,19 <i>bc</i>	77,63 <i>bcd</i>	26,73 <i>de</i>	8,67 <i>cd</i>	9,03 <i>bc</i>
C (1/3 A + 2/3 G)	39,44 <i>de</i>	4,93 <i>bc</i>	98,03 <i>abc</i>	27,56 <i>de</i>	8,65 <i>cd</i>	9,77 <i>b</i>
D (fibra coco 2)	32,21 <i>e</i>	3,13 <i>c</i>	74,09 <i>cd</i>	33,72 <i>cd</i>	9,15 <i>cd</i>	10,23 <i>ab</i>
E (2/3 D + 1/3 G)	44,93 <i>cde</i>	4,62 <i>bc</i>	98,24 <i>abc</i>	42,51 <i>bc</i>	11,97 <i>bc</i>	9,03 <i>bc</i>
F (1/3 D + 2/3 G)	50,01 <i>cd</i>	5,66 <i>ab</i>	105,19 <i>a</i>	41,92 <i>bc</i>	13,24 <i>b</i>	11,35 <i>ab</i>
G (Composto)	60,23 <i>bc</i>	6,91 <i>a</i>	86,07 <i>abc</i>	34,58 <i>cd</i>	11,35 <i>bc</i>	8,45 <i>bc</i>
H (SIRO Germe Bio)	75,19 <i>ab</i>	6,90 <i>a</i>	90,23 <i>abc</i>	55,15 <i>a</i>	14,29 <i>b</i>	10,70 <i>ab</i>
I (TREF BIO 1)	79,90 <i>a</i>	7,16 <i>a</i>	101,07 <i>ab</i>	48,79 <i>ab</i>	18,93 <i>a</i>	13,30 <i>a</i>
J (TREF Bio 1)*	31,24 <i>e</i>	3,17 <i>c</i>	56,16 <i>d</i>	27,26 <i>de</i>	8,58 <i>cd</i>	6,02 <i>c</i>

Em cada coluna, as modalidades assinaladas com a mesma letra não diferem significativamente ($p=0,05$).

* Na modalidade J não se adicionou fertilizante ao substrato, ao contrário do que aconteceu com as restantes modalidades (ver material e métodos). Esta modalidade de controlo correspondia à prática do viveiro na altura da instalação do ensaio.

Na alfazema, as plantas cultivadas no composto (G) e nos substratos sem turfa D, E e F extraíram quantidade de azoto, fósforo e potássio, significativamente superiores às das plantas cultivadas no substrato controlo (J). À medida que aumenta a adição do composto nos substratos com “fibra de coco 2” (D, E e F), observa-se um aumento das quantidades de azoto, fósforo e potássio extraídas. No caso do alecrim esta maior extração, relativamente ao substrato J, apenas se observou nos substratos F e G. Estes resultados estão de acordo com o observado na avaliação do crescimento, onde se constatou que a adição de composto teve um efeito positivo no crescimento das plantas, nomeadamente do alecrim (4.3). Efetivamente, a adição de compostos à fibra de coco (Hernandez-Apaolaza *et al.* 2005; Freire *et al.*, 2007) tende a aumentar disponibilidade de nutrientes no substrato obtido. Contudo, as plantas cultivadas no composto estreme mostraram uma extração de azoto, fósforo e potássio inferior à da modalidade E (exceto o azoto no alecrim). Efetivamente, as plantas cultivadas no substrato G tiveram um crescimento levemente inferior, que poderá estar relacionado com algumas características físicas não adequadas do composto, como a pouca retenção de água ou a excessiva presença de sais (Sterrett, 2005; Maher *et al.*, 2007)

Os substratos comerciais com adubação complementar (H e I), originaram uma concentração de azoto na parte aérea e uma extração de azoto superior à observada no substrato comercial usado como controlo (J), evidenciando, novamente, a necessidade da adubação complementar. Tendência semelhante foi também observada nos substratos sem turfa, exceto no substrato G no alecrim e nos substratos F e G na alfazema, que

apresentaram concentrações e extrações de azoto estatisticamente iguais a um dos substratos com adubação complementar.

4.4.3 Espécies semeadas nos vasos

Nos quadros 4.20 a 4.25 apresentam-se os valores médios da concentração de macronutrientes e sódio na parte aérea das plantas e a quantidade extraída por cada planta nas espécies de propagação por semente (manjerição, coentro e salsa).

Quadro 4.20 – Valores médios da concentração de macronutrientes e sódio na parte aérea das plantas de manjerição (*Ocimum basilicum*)

Substrato	N (g kg ⁻¹)	P (g kg ⁻¹)	K (g kg ⁻¹)	Ca (g kg ⁻¹)	Mg (g kg ⁻¹)	Na (g kg ⁻¹)
A (fibra coco 1)	22,35 <i>a</i>	7,42 <i>a</i>	61,80 <i>a</i>	18,22 <i>f</i>	6,84 <i>d</i>	10,00 <i>a</i>
B (2/3 A + 1/3 G)	16,83 <i>ab</i>	7,31 <i>a</i>	47,74 <i>bc</i>	22,26 <i>e</i>	6,77 <i>d</i>	5,63 <i>b</i>
C (1/3 A + 2/3 G)	17,32 <i>ab</i>	7,13 <i>a</i>	47,24 <i>bc</i>	25,95 <i>d</i>	7,50 <i>cd</i>	5,21 <i>bc</i>
D (fibra coco 2)	13,58 <i>b</i>	4,57 <i>b</i>	25,66 <i>f</i>	34,19 <i>ab</i>	9,25 <i>b</i>	4,96 <i>bcd</i>
E (2/3 D + 1/3 G)	15,52 <i>b</i>	7,48 <i>a</i>	33,23 <i>e</i>	37,11 <i>a</i>	8,26 <i>c</i>	4,97 <i>bcd</i>
F (1/3 D + 2/3 G)	16,08 <i>b</i>	7,94 <i>a</i>	41,64 <i>cd</i>	31,14 <i>bc</i>	6,68 <i>d</i>	4,01 <i>cd</i>
G (Composto)	18,44 <i>ab</i>	8,24 <i>a</i>	48,93 <i>b</i>	28,81 <i>cd</i>	7,04 <i>d</i>	4,09 <i>cd</i>
H (SIRO Germe Bio)	13,96 <i>b</i>	7,42 <i>a</i>	36,84 <i>de</i>	36,62 <i>a</i>	7,38 <i>d</i>	3,80 <i>d</i>
I (TREF BIO 1)	16,86 <i>ab</i>	7,93 <i>a</i>	37,51 <i>de</i>	33,11 <i>b</i>	9,21 <i>b</i>	3,68 <i>d</i>
J (TREF Bio 1)*	12,79 <i>b</i>	8,11 <i>a</i>	33,91 <i>e</i>	36,90 <i>a</i>	10,24 <i>a</i>	5,29 <i>bc</i>

Em cada coluna, as modalidades assinaladas com a mesma letra não diferem significativamente (p=0,05).

* Na modalidade J não se adicionou fertilizante ao substrato, ao contrário do que aconteceu com as restantes modalidades (ver material e métodos). Esta modalidade de controlo correspondia à prática do viveiro na altura da instalação do ensaio.

Quadro 4.21 – Valores médios da quantidade de macronutrientes e sódio extraídos por cada planta de manjerição (*Ocimum basilicum*)

Substrato	N (mg/planta)	P (mg/planta)	K (mg/planta)	Ca (mg/planta)	Mg (mg/planta)	Na (mg/planta)
A (fibra coco 1)	27,27 <i>de</i>	9,20 <i>f</i>	76,21 <i>cd</i>	22,15 <i>f</i>	8,34 <i>g</i>	12,15 <i>a</i>
B (2/3 A + 1/3 G)	33,33 <i>cd</i>	14,45 <i>de</i>	94,16 <i>bc</i>	43,98 <i>e</i>	13,37 <i>f</i>	11,15 <i>ab</i>
C (1/3 A + 2/3 G)	41,59 <i>abc</i>	17,09 <i>cd</i>	113,31 <i>b</i>	62,25 <i>d</i>	17,96 <i>de</i>	12,54 <i>a</i>
D (fibra coco 2)	34,71 <i>cd</i>	11,83 <i>ef</i>	66,10 <i>de</i>	88,31 <i>bc</i>	23,89 <i>b</i>	12,82 <i>a</i>
E (2/3 D + 1/3 G)	38,95 <i>bcd</i>	18,43 <i>bc</i>	82,61 <i>cd</i>	91,69 <i>bc</i>	20,49 <i>cd</i>	11,99 <i>a</i>
F (1/3 D + 2/3 G)	42,75 <i>abc</i>	21,16 <i>ab</i>	110,73 <i>b</i>	83,15 <i>c</i>	17,85 <i>de</i>	10,74 <i>ab</i>
G (Composto)	52,01 <i>a</i>	23,71 <i>a</i>	139,88 <i>a</i>	82,75 <i>c</i>	20,15 <i>cd</i>	11,72 <i>a</i>
H (SIRO Germe Bio)	44,37 <i>abc</i>	23,49 <i>a</i>	116,78 <i>b</i>	116,04 <i>a</i>	23,39 <i>bc</i>	12,07 <i>a</i>
I (TREF BIO 1)	51,30 <i>ab</i>	23,63 <i>a</i>	112,29 <i>b</i>	98,14 <i>b</i>	27,38 <i>a</i>	10,94 <i>ab</i>
J (TREF Bio 1)*	19,21 <i>e</i>	12,10 <i>ef</i>	50,66 <i>e</i>	55,23 <i>d</i>	18,81 <i>ef</i>	7,87 <i>b</i>

Em cada coluna, as modalidades assinaladas com a mesma letra não diferem significativamente (p=0,05).

* Na modalidade J não se adicionou fertilizante ao substrato, ao contrário do que aconteceu com as restantes modalidades (ver material e métodos). Esta modalidade de controlo correspondia à prática do viveiro na altura da instalação do ensaio.

Nas 3 espécies verifica-se que a extração de azoto pela parte aérea das plantas do substrato comercial controlo (J) é significativamente inferior à extração de azoto pelas plantas cultivada nos substratos com adubação complementar (H e I) e, também, menor que a extração pelas plantas da maioria dos substratos sem turfa, exceto no substrato A e no substrato D com a salsa. Também no caso do fósforo e do potássio a extração pelas plantas cultivadas no substrato controlo (J) é inferior à dos substratos H e I (com fertilização complementar) e à dos substratos sem turfa com maior percentagem de composto (C, F e G).

Quadro 4.22 – Valores médios da concentração de macronutrientes e sódio na parte aérea das plantas de coentro (*Coriandrum sativum*)

Substrato	N (g kg ⁻¹)	P (g kg ⁻¹)	K (g kg ⁻¹)	Ca (g kg ⁻¹)	Mg (g kg ⁻¹)	Na (g kg ⁻¹)
A (fibra coco 1)	26,96 a	4,31 a	55,84 a	1,87 e	6,38 bc	20,03 a
B (2/3 A + 1/3 G)	16,25 bc	4,05 ab	52,75 a	11,55 de	9,09 a	9,75 c
C (1/3 A + 2/3 G)	16,29 bc	3,57 bc	52,32 a	12,23 cd	8,06 ab	7,17 de
D (fibra coco 2)	17,87 bc	2,70 d	30,46 c	20,38 a	8,52 a	12,92 b
E (2/3 D + 1/3 G)	15,91 bc	2,83 d	36,02 c	15,28 b	7,85 ab	7,15 de
F (1/3 D + 2/3 G)	17,62 bc	3,63 bc	48,58 a	14,31 bc	6,07 c	6,77 de
G (Composto)	15,50 bc	3,54 bc	47,25 ab	12,83 bcd	6,09 c	5,67 e
H (SIRO Germe Bio)	20,11 b	3,19 cd	35,67 c	14,58 bc	6,79 bc	6,86 de
I (TREF BIO 1)	14,44 bc	3,21 cd	36,79 c	14,03 bcd	6,80 bc	7,11 de
J (TREF Bio 1)*	13,28 c	3,68 bc	39,32 bc	18,85 a	8,81 a	8,43 cd

Em cada coluna, as modalidades assinaladas com a mesma letra não diferem significativamente (p=0,05).

* Na modalidade J não se adicionou fertilizante ao substrato, ao contrário do que aconteceu com as restantes modalidades (ver material e métodos). Esta modalidade de controlo correspondia à prática do viveiro na altura da instalação do ensaio.

Quadro 4.23 – Valores médios da quantidade de macronutrientes e sódio extraídos por cada planta de coentro (*Coriandrum sativum*)

Substrato	N (mg/planta)	P (mg/planta)	K (mg/planta)	Ca (mg/planta)	Mg (mg/planta)	Na (mg/planta)
A (fibra coco 1)	15,86 ef	2,81 c	35,58 e	6,12 e	4,45 g	13,15 c
B (2/3 A + 1/3 G)	26,38 cd	6,55 b	84,49 cd	18,65 d	14,88 cd	15,68 bc
C (1/3 A + 2/3 G)	38,82 b	8,44 a	123,33 a	28,88 c	19,12 ab	17,01 abc
D (fibra coco 2)	23,56 de	3,53 c	40,66 e	27,03 c	11,27 ef	17,17 abc
E (2/3 D + 1/3 G)	33,09 bc	5,85 b	74,89 d	31,89 bc	16,24 bcd	14,93 bc
F (1/3 D + 2/3 G)	40,45 b	8,32 a	111,41 ab	33,00 bc	13,93 de	15,59 bc
G (Composto)	40,11 b	9,02 a	120,85 a	32,81 bc	15,45 cd	14,47 bc
H (SIRO Germe Bio)	60,39 a	9,60 a	107,08 ab	43,75 a	20,38 a	20,62 a
I (TREF BIO 1)	38,29 b	8,51 a	97,71 bc	37,10 b	18,09 abc	18,75 ab
J (TREF Bio 1)*	11,83 f	3,28 c	36,02 e	16,70 d	7,74 fg	7,57 d

Em cada coluna, as modalidades assinaladas com a mesma letra não diferem significativamente (p=0,05).

* Na modalidade J não se adicionou fertilizante ao substrato, ao contrário do que aconteceu com as restantes modalidades (ver material e métodos). Esta modalidade de controlo correspondia à prática do viveiro na altura da instalação do ensaio.

É ainda de destacar a baixa extração de potássio e fósforo nas fibras estremes (substratos A e D) e a tendência para o aumento da extração de fósforo e potássio com o aumento da percentagem de composto na mistura fibra-composto. Também Ribeiro *et al.* (2001) e Maher *et al.* (2007) observaram que a aplicação de compostos os substratos aumentou as disponibilidades de potássio para as plantas. Assim, a presença do composto nos substratos sem turfa revelou ter, novamente, um efeito positivo na disponibilidade de nutrientes e na absorção dos mesmos pelas plantas, sendo o composto estreme (G) o substrato sem turfa que originou maiores extrações de azoto, fósforo e potássio.

Quadro 4.24 – Valores médios da concentração de macronutrientes e sódio na parte aérea das plantas de salsa (*Petroselinum crispum*)

Substrato	N (g kg ⁻¹)	P (g kg ⁻¹)	K (g kg ⁻¹)	Ca (g kg ⁻¹)	Mg (g kg ⁻¹)	Na (g kg ⁻¹)
A (fibra coco 1)	13,82 <i>ab</i>	2,27 <i>a</i>	43,65 <i>a</i>	9,35 <i>e</i>	5,60 <i>ab</i>	11,98 <i>a</i>
B (2/3 A + 1/3 G)	11,24 <i>b</i>	1,92 <i>cd</i>	40,24 <i>ab</i>	10,36 <i>de</i>	5,62 <i>ab</i>	8,12 <i>c</i>
C (1/3 A + 2/3 G)	12,36 <i>ab</i>	1,95 <i>bcd</i>	41,32 <i>a</i>	10,61 <i>de</i>	3,97 <i>c</i>	6,38 <i>d</i>
D (fibra coco 2)	10,77 <i>b</i>	1,49 <i>e</i>	26,21 <i>d</i>	14,42 <i>a</i>	5,16 <i>bc</i>	9,65 <i>b</i>
E (2/3 D + 1/3 G)	11,52 <i>ab</i>	1,88 <i>d</i>	32,46 <i>bcd</i>	13,26 <i>ab</i>	4,52 <i>bc</i>	6,76 <i>cd</i>
F (1/3 D + 2/3 G)	13,12 <i>ab</i>	1,94 <i>bcd</i>	40,56 <i>ab</i>	11,47 <i>cd</i>	5,06 <i>bc</i>	5,59 <i>d</i>
G (Composto)	14,20 <i>ab</i>	2,20 <i>ab</i>	45,23 <i>a</i>	10,83 <i>de</i>	4,89 <i>bc</i>	5,58 <i>d</i>
H (SIRO Germe Bio)	13,59 <i>ab</i>	2,00 <i>bcd</i>	30,38 <i>cd</i>	12,89 <i>abc</i>	4,12 <i>bc</i>	8,09 <i>c</i>
I (TREF BIO 1)	16,20 <i>a</i>	2,17 <i>abc</i>	38,25 <i>abc</i>	10,97 <i>d</i>	5,11 <i>bc</i>	6,52 <i>d</i>
J (TREF Bio 1)*	10,21 <i>b</i>	2,02 <i>abcd</i>	32,65 <i>bcd</i>	12,59 <i>bc</i>	6,83 <i>a</i>	5,68 <i>d</i>

Em cada coluna, as modalidades assinaladas com a mesma letra não diferem significativamente (p=0,05).

* Na modalidade J não se adicionou fertilizante ao substrato, ao contrário do que aconteceu com as restantes modalidades (ver material e métodos). Esta modalidade de controlo correspondia à prática do viveiro na altura da instalação do ensaio.

Quadro 4.25 – Valores médios da quantidade de macronutrientes e sódio extraídos por cada planta de salsa (*Petroselinum crispum*)

Substrato	N (mg/planta)	P (mg/planta)	K (mg/planta)	Ca (mg/planta)	Mg (mg/planta)	Na (mg/planta)
A (fibra coco 1)	24,54 <i>d</i>	4,05 <i>de</i>	77,46 <i>d</i>	16,62 <i>f</i>	9,77 <i>e</i>	21,23 <i>bc</i>
B (2/3 A + 1/3 G)	24,41 <i>d</i>	4,21 <i>de</i>	87,75 <i>cd</i>	22,77 <i>def</i>	12,37 <i>cde</i>	17,78 <i>c</i>
C (1/3 A + 2/3 G)	32,97 <i>c</i>	5,23 <i>cd</i>	111,03 <i>b</i>	28,45 <i>cde</i>	10,58 <i>de</i>	17,07 <i>c</i>
D (fibra coco 2)	21,82 <i>d</i>	3,07 <i>e</i>	53,64 <i>e</i>	29,80 <i>cd</i>	10,69 <i>de</i>	19,86 <i>bc</i>
E (2/3 D + 1/3 G)	35,45 <i>bc</i>	5,76 <i>bc</i>	99,17 <i>bc</i>	40,65 <i>b</i>	13,92 <i>bcd</i>	20,62 <i>bc</i>
F (1/3 D + 2/3 G)	38,16 <i>bc</i>	5,71 <i>bc</i>	119,01 <i>ab</i>	33,82 <i>bc</i>	15,03 <i>abc</i>	16,40 <i>c</i>
G (Composto)	42,12 <i>b</i>	6,69 <i>ab</i>	136,05 <i>a</i>	33,21 <i>bc</i>	15,00 <i>abc</i>	16,56 <i>c</i>
H (SIRO Germe Bio)	52,20 <i>a</i>	7,81 <i>a</i>	116,79 <i>ab</i>	50,52 <i>a</i>	16,06 <i>ab</i>	32,36 <i>a</i>
I (TREF BIO 1)	56,25 <i>a</i>	7,80 <i>a</i>	135,92 <i>a</i>	39,70 <i>b</i>	18,29 <i>a</i>	23,88 <i>b</i>
J (TREF Bio 1)*	17,11 <i>d</i>	3,39 <i>e</i>	54,75 <i>e</i>	21,14 <i>ef</i>	11,46 <i>cde</i>	9,52 <i>d</i>

Em cada coluna, as modalidades assinaladas com a mesma letra não diferem significativamente (p=0,05).

* Na modalidade J não se adicionou fertilizante ao substrato, ao contrário do que aconteceu com as restantes modalidades (ver material e métodos). Esta modalidade de controlo correspondia à prática do viveiro na altura da instalação do ensaio.

As plantas cultivadas na “fibra de coco 1” apresentam uma concentração de cálcio e magnésio muito abaixo daquela observada no substrato controlo (J). Embora esta diferença seja reduzida na extração, a modalidade A nem sempre tem as mesmas extrações de Ca e Mg do substrato J. De modo oposto, as plantas cultivadas no substrato A apresentaram uma grande concentração de azoto, a mais elevada de todas as modalidades no manjerição e no coentro. Este facto não é consequência de uma elevada disponibilidade de azoto para as plantas, mas sim um efeito de concentração do elemento na parte aérea das plantas. De facto, estas plantas demonstraram uma grande sensibilidade à fitotoxicidade da “fibra de coco 1”, o seu crescimento foi bastante reduzido (4.3.3) e, consequentemente, houve uma concentração do azoto na parte aérea das plantas.

As fibras de coco têm, frequentemente, concentrações elevadas de sódio (Kuepper, 2004; Maher *et al.*, 2007; Bagci *et al.*, 2012). Este facto foi confirmado na caracterização dos substratos, tanto relativamente ao sódio total (quadro 3.1) como ao sódio extraível com água (quadro 4.3), sobretudo na “fibra de coco 1”. No entanto, as quantidades de sódio extraídas pelas plantas cultivadas nos substratos com fibra de coco (A a F) não foram superiores às extraídas nos substratos comerciais com adubação complementar (H e I), não se tendo detetado problemas relacionados com o sódio das fibras.

5. Conclusões

A conjugação dos resultados obtidos relativamente ao efeito das fibras de coco, do composto e da adubação complementar dos substratos comerciais sobre: i) as características físico-químicas e químicas dos substratos; ii) o crescimento de sete espécies de plantas aromáticas e iii) a composição mineral dessas plantas, permite, em termos gerais, tirar as seguintes conclusões:

- a adubação complementar efetuada aos substratos comerciais certificados para MPB (TREF Bio 1 e SIRO Germe Bio) originou um aumento do crescimento das plantas e uma maior extração de nutrientes, quando comparados com as plantas cultivadas no substrato utilizado como controlo neste trabalho (TREF Bio 1, sem adubação complementar). Assim, a fertilização base efetuada pelo produtor do substrato comercial utilizado no viveiro (TREF Bio 1), não disponibiliza a quantidade de nutrientes necessária para garantir um crescimento adequado das plantas aromáticas envasadas. Assim, parece ser evidente a necessidade de se efetuarem fertilizações complementares neste sistema de produção;
- uma das fibras de coco (*“fibra de coco 1”*) revelou-se fitotóxica e, por isso, imprópria para o cultivo das plantas, o que evidencia a heterogeneidade nas características das fibras de coco existentes no mercado e a necessidade de uma adequada caracterização destes materiais, incluindo testes de fitotoxicidade, antes da sua utilização como substrato. A segunda fibra de coco utilizada neste trabalho (*“fibra de coco 2”*) não demonstrou qualquer fitotoxicidade;
- os substratos formulados apenas com fibra de coco, disponibilizaram uma quantidade de nutrientes igual ou superior à do substrato comercial usado como controlo, exceto na *“fibra de coco 1”* em que o azoto, o cálcio e o magnésio tiveram uma baixa disponibilidade;
- o substrato formulado apenas com composto apresentou uma salinidade ligeiramente superior ao recomendado, sendo, entre os substratos sem turfa, o que apresentou uma maior disponibilidade de nutrientes, nomeadamente, azoto, fósforo e potássio em quantidades superiores às das duas fibras de coco estremo;
- a adição de composto às fibras de coco teve um efeito positivo em algumas das espécies cultivadas nestes substratos, com um aumento do crescimento e da extração de nutrientes pela parte aérea das plantas, quando comparado com os substratos constituídos apenas por fibras de coco. Em algumas espécies, não se encontraram diferenças significativas com os substratos que receberam adubação complementar;

- as plantas cultivadas nos substratos sem turfa constituídos por misturas de “*fibra de coco 2*” e composto ou apenas composto, tiveram uma produção de biomassa significativamente superior à das plantas cultivadas no substrato comercial (controlo), exceto no tomilho em que o peso seco foi igual.

Desta forma, os substratos sem turfa formulados a partir de misturas da “*fibra de coco 2*” com o composto ou a partir do composto estreme, demonstraram ser uma alternativa eficiente e económica ao substrato comercial com turfa (certificado para MPB) utilizado no viveiro. Dever-se-á, todavia, ter em atenção os seguintes aspetos:

- garantir a ausência de fitotoxicidade na fibra de coco;
- controlar a salinidade do composto;
- ajustar as proporções de fibra de coco e composto na mistura, adaptando-as ao cultivo;
- otimizar a fertilização conforme o teor de nutrientes disponibilizado pelo substrato.

Bibliografia

Abad, M. 1991. Los sustratos hortícolas y las técnicas de cultivo sin suelo. In *La horticultura española en la C. E. L. R.* Romero, F. N. Viñals (eds.) pp. 271-280 Sociedad Española de Ciencias Hortícolas, Reus, España.

Abad, M., Martínez-Herrero, M. D., Noguera, V., Fornes, F., Martínez-Corts, J. 1990. Influencia de medios de cultivo a base de turba negra en el crecimiento de plantas ornamentales de flor cultivadas em maceta. *Actas da conferência I Congresso Iberico de Ciências Hortícolas*, Associação Portuguesa de Horticultura e Fruticultura, Sociedad Española de Ciencias Hortícolas, Lisboa. pp.479-484

Abad, M., Noguera, P., Puchades, R., Maquieira, A., Noguera, V. 2002. Physio-chemical and chemical properties of some coconut coir dusts for use as a peat substitute for containerised ornamental plants. *Bioresource Technology* **82**: 241-245

Abad, M., Noguera, P., Carrión, C. 2004. Los sustratos en los cultivos sin suelo. In *Tratado de cultivo sin suelo*. Urrestarazu, M. (ed.) pp. 113-135. Ediciones Mundi-Prensa, Madrid, Barcelona, México.

Adams, P. 2004. Aspectos de la nutrición mineral en cultivos sin suelo en relación al suelo. In *Tratado de cultivo sin suelo*. M. G. Urrestarazu (ed.) pp. 81-111 Ediciones Mundi-Prensa, Madrid, Barcelona, México.

Alexander, R. 2005. Utilización de los compost en la arquitectura del paisaje. In *Utilización de compost en los sistemas de cultivo hortícola*. P. J. Stoffella, B. A. Kahn (eds.) pp. 151-175. Ediciones Mundi-Prensa, Madrid, Barcelona, México.

Bache, B. W. 2022. Ion Exchange. In *Encyclopedia of Soil Science*. R. Lan (ed.) pp. 726-729 Marcel Dekker, Inc., New York, U.S.A.

Bagci, S., Cayci, G., Kütük, C. 2011. Growth of primula plant in coir dust and peat-based growing media. *Journal of Plant Nutrition* **34: 6**, 909-919

Batista, J. G., Batista E. R. 2007. *Compostagem. Utilização de compostos em horticultura*. Universidade dos Açores. Angra do heroísmo. 252 pp.

Belo, S. R. 2011 *Avaliação de fitotoxicidade através de *Lepidium sativum* no âmbito de processos de compostagem*. Dissertação de mestrado. Universidade de Coimbra. Faculdade de ciências e tecnologias. Coimbra. 68 pp.

Brito, L. M. 2012 Características dos sustratos para Horticultura. *Agrotec* **2**: 32-38

Bullock, C. H., Collier, M. J., Convery, F. 2012. Peatlands, their economic value and priorities for their future management – The example of Ireland. *Land Use Policy* **29**: 921-928

Carlile, W. R., Wilson, D. P. 1991. Microbial activity in growing media – a brief review. *Acta Horticulturae* **294**: 197-206

Cattivello, C. 1991. Physical parameters in commercial substrates and their relationship. *Acta Horticulturae* **294**: 183-195

CEN (1999a) – *Soil improvers and growing media, sample preparation for chemical and physical tests, determination of dry matter content, moisture content and laboratory compacted bulk density*. Brussels, European Committee for Standardization, 14 pp. (EN 13040:1999).

CEN (1999b) - *Soil improvers and growing media, determination of pH*. Brussels, European Committee for Standardization, 9 pp. (EN 13037:1999).

CEN (1999c) - *Soil improvers and growing media, determination of electrical conductivity*. Brussels, European Committee for Standardization, 9 pp. (EN 13038:1999).

CEN (1999d) - *Soil improvers and growing media, determination of organic matter content and ash*. Brussels, European Committee for Standardization, 8 pp. (EN 13039:1999).

CEN (2011) – *Soil improvers and growing media, determination of plant response – Part 2: Petri dish test using cress*. Brussels, European Committee for Standardization, 16 pp. (EN 16086-2:2011).

Chen, E., Elvetich, C. R. 2006. *Cocos nucifera* (coconut), ver.2.1. In *Species Profiles for Pacific Island Agroforestry*. C. R. Elvetich (ed.) Permanent Agriculture Resources (PAR), Houlualoa, Hawai'i. pp. 27

Colla, G., Rouphael, G., Possanzini, G., Cardarelli, M., Temperini, O., Saccardo, F., Pierandrei, F., Rea, E. 2007. Coconut coir as a potting media for organic lettuce transplant production. *Acta Horticulturae* **747**: 293-296

Correia, C. 2006 *Fibra de coco, composto e vermicomposto. Alternativas à turfa na formulação e avaliação de substratos para agricultura biológica*. Relatório do trabalho de fim de curso. Universidade Técnica de Lisboa. Instituto Superior de Agronomia. Lisboa. 55 pp.

Cunha-Queda, C., Morais, M.-C., Ribeiro, M. H., Almeida, M. H. 2010. Caracterização de compostos e de materiais orgânicos para a formulação de substratos para viveiros. *Revista de ciências agrárias*. **XXXIII**, **1**: 367-375

De Boodt, M., Verdonck, O. 1972. The physical properties of the substrates in horticulture. *Acta Horticulturae* **26**: 37-44

Drees, C., Zumstein, P., Buck-Dobrick, T., Härdtle, W., Matern, A., Meyer, H., von Oheimb, G., Assmann, T. 2011. Genetic erosion in habitat specialist shows need to protect large peat bogs. *Conservation Genetics* **12**: 1651-1656

Esper, F., Martínez, F. J. 2004. I. Cultivo en fibra de coco. II. Directrices para un correcto manejo de la fibra de coco en saco de cultivo. In *Tratado de cultivo sin suelo*. Urrestarazu, M. (ed.) pp. 637-649. Ediciones Mundi-Prensa, Madrid, Barcelona, México.

European Soil Bureau Network. 2005. *Soil Atlas of Europe*. Office for Official Publications of the European Communities, Luxembourg. 128 pp.

Fitzpatrick, G. E. 2005. Utilización de los compost en los sistemas de cultivo de plantas ornamentales, viveros y semilleros. In *Utilización de compost en los sistemas de cultivo hortícola*. P. J. Stoffella, B. A. Kahn (eds.) pp. 135-149. Ediciones Mundi-Prensa, Madrid, Barcelona, México.

Freire, C., Vasconcelos, E., Pereira, H., Borges, P., Brito, L. M., Ribeiro, H. M. 2007. Fibra de coco, composto e vermicomposto, alternativas à turfa na formulação de substratos para a horticultura biológica. *Actas Portuguesas de Horticultura*. **10**: 144-151

Freitas, M. R. de 2003 *Possibilidade de utilização de cascas de pinheiro na formulação de substratos para a produção de plantas envasadas*. Relatório do trabalho de fim de curso. Universidade Técnica de Lisboa. Instituto Superior de Agronomia. Lisboa. 78 pp.

Hammond, R. F. 1975. The origin, formation and distribution of peatland resources. In *Peat in horticulture*. D.W. Robinson, J.G.D. Lamb (eds.), pp. 1-22 Academic Press, London.

Handreck, K., Black, N. 2010. *Growing media for ornamental plants and turf*. University of New South Wales Press Ltd. Sydney. 551 pp.

Horneck, D. A., Miller, R. O. 1998. Determination of total nitrogen in plant tissue. In *Handbook of Reference Methods for Plant Analysis*. Y. P. Kalra (ed.) pp. 75-83 CRC Press LLC, Boca Raton, Florida.

Houba, V. J. G., van der Lee, J. J., Novozamsky, I., Walling, I. 1989. *Soil and Plant Analysis, Part 5, Soil Analysis Procedures*. Wageningen Agricultural University, Wageningen, The Netherlands.

Kuepper, G. 2004. *Potting mixes for certified organic production*. National Sustainable Agriculture Information Service, ATTRA, National Centre for Appropriate Technology, Fayetteville, Arkansas, U.S.A. 20 pp.

Lemaire, F. 1995. Physical, chemical and biological properties of growing médium. *Acta Horticulturae* **396**: 273-284

- Lemaire, F., Rivière, L. M. Stievenard, S., Marfa, O., Gschwander, S., Giuffrida, F. 1998. Consequences of organic matter biodegradability on the physical, chemical parameters of substrates. *Acta Horticulturae* **469**: 129-138
- Ma, Y. B., Nichols, D. G. 2004. Phytotoxicity and detoxification of fresh coir dust and coconut shell. *Communication in Soil Science and Plant Analysis* **35**: **1-2**, 205-218
- Maher, M., Prasad, M., Raviv, M. 2007. Organic soilless media component. In *Soilless culture: theory and practice*. M. Raviv, J. H. Lieth (eds.) pp. 459-504
- Martí, F., Muñoz, J., 1957. *Flame Photometry*. Elsevier, London.
- Matos, C. M. 2011 *Formulação e avaliação de substratos para a produção de plantas aromáticas envasadas em modo de produção biológico*. Dissertação de mestrado. Universidade Técnica de Lisboa. Instituto Superior de Agronomia. Lisboa. 74 pp.
- Miner, J.A. 1994. *Substratos: propiedades y caracterización*. Ediciones Mundi-Prensa, Madrid, España. 172 pp.
- Montgomery, D. C. 1991. *Design and Analysis of Experiments*. John Wiley and Sons Inc., New York, USA.
- Morujo, N. C. 2012. Identificação das planta sarmáticas e medicinais produzidas em modo de produção biológico em Portugal. *Associação Portuguesa de Horticultura* **109**: 19-22
- Mourão, I. 2009. Horticultura no modo de produção biológico – Economia ambiental e Impacto nas alterações climáticas. *Vida rural* **1752**: 34-37
- Naasz, R., Caron, J., Legault, J., Pichette, A. 2009. Efficiency factors for bark substrates: biostability, aeration, or phytotoxicity. *Soil Science Society of America Journal* **73**, **3**: 780-791
- Nichols, M. 2007. Coir – a XXIst century sustainable growing medium. *Acta Horticulturae* **747**: 91-93
- Nichols, M. A., Savidov, N. A. 2009. Recent advances in coir as growing médium. *Acta Horticulturae* **843**: 333-336
- Noguera, P., Abad, M., Puchades, R., Noguera, V., Maquieira, A., Martínez, J. 1997. Physycal and chemical properties of coir waste and their relation to plant growth. *Acta Horticulturae* **450**: 365-373
- Noguera, P., Noguera, V., Abad, M., Puchades, R., Maquieira, A. 1999. Variación de la presentación y de las propiedades físicas y químicas de residuos de fibra de coco

comercializados como sustratos de cultivo en el estado español. Actas da conferência *VIII Congreso Nacional de Ciencias Hortícolas*, Sociedad Española de Ciencias Hortícolas, Murcia. pp. 59-64

Nørgaard, J. B. 1991. Sedge peat mixed with rockwool and sphagnum peat as growth medium for pot plants. *Acta Horticulturae* **294**: 109-113

Paavilainen, E.; Päivänen, J. 1995. *Peatland forestry, ecology and principles*, Springer-Verlag. Berlin-Heidelberg-New York. 248 pp.

Penningsfeld F., Kurzmann P. 1975. *Cultivos hidropónicos y en turba*. Ediciones Mundi-Prensa, Madrid, España. 310 pp.

Puustjarvi, V., Robertson, R. A. 1975. Physical and chemical properties. In *Peat in horticulture*. D.W. Robinson, J.G.D. Lamb (eds.), pp. 23-38 Academic Press, London.

Raviv, M. 1998. Horticultural uses of composted material. *Acta Horticulturae* **469**: 225-233

Raviv, M., Wallach, R., Blom, T. J. 2004. The effect of physical properties of soilless media on plant performance – a review. *Acta Horticulturae* **644**: 251-259

Raviv, M., Lieth, J. H. 2007. Significance of soilless culture in agriculture. In *Soilless culture: theory and practice*. M. Raviv, J. H. Lieth (eds.) pp. 1-11

Reis, M. 2009. Em busca do substrato ideal. *Vida rural*. **1752**: 38-40

Ribeiro H. M. F. 1996 *Possibilidade de utilização de resíduos sólidos urbanos compostados na formulação de substratos para plantas envasadas*. Dissertação de mestrado. Universidade Técnica de Lisboa. Instituto Superior de Agronomia. Lisboa. 143 pp.

Ribeiro, H. M., Vasconcelos, E., Ribeiro, D., Cabral, F., Santos, J. Q. 2001. Utilização de casca de pinheiro envelhecida na cultura de plantas ornamentais envasadas. *Revista de ciências agrárias* **vol XXIV 3 e 4**: 176-183

Rodrigues, L. 2004. Substratos mais usados em culturas sem solo. In *Manual de cultura hortícola sem solo*. Miranda, C. S. (ed) pp. 33-35. Associação Interprofissional de Horticultura do Oeste, Portugal

Santos, J. Q. 2012. *Fertilização. Fundamentos da utilização dos adubos e corretivos*. Publicações Europa-América Lda, Mem Martins, Portugal. 639 pp.

Shinohara, Y., Hata, T., Maruo, T., Hohjo, M., Ito, T. 1999. Chemical and physical properties of the coconut-fiber substrate and the growth and productivity of tomato plants. *Acta Horticulturae* **481**: 145-149

Silva, J.P., Phillips, L., Jones, W., Eldridge, J., O'Hara, E. 2007 *LIFE and Europe's wetlands, Restoring a vital ecosystem*, Luxembourg: Office for Official Publications of the European Communities, Bruxelles, Bélgica 65 pp.

Sonneveld, C. 2004. La nutrición mineral y salinidad en los cultivos sin suelo: su manejo. In *Tratado de cultivo sin suelo*. M. G. Urrestarazu (ed.) pp. 305-367 Ediciones Mundi-Prensa, Madrid, Barcelona, México.

Sterrett, S. B. 2005. Los compost como sustratos para la horticultura en la producción de material de transplante. In *Utilización de compost en los sistemas de cultivo hortícola*. P. J. Stoffella, B. A. Kahn (eds.) pp. 227-260. Ediciones Mundi-Prensa, Madrid, Barcelona, México.

Sullivan, D. M., Miller, R. O. 2005. Propiedades cualitativas, medición y variabilidad de los compost. In *Utilización de compost en los sistemas de cultivo hortícola*. P. J. Stoffella, B. A. Kahn (eds.) pp. 95-119. Ediciones Mundi-Prensa, Madrid, Barcelona, México.

Urrestarazu, M. G. 2004. La disolución de fertirrigación. In *Tratado de cultivo sin suelo*. M. G. Urrestarazu (ed.) pp. 263-303 Ediciones Mundi-Prensa, Madrid, Barcelona, México.

Vasconcelos, E. J. M. P. 1987. *Salinidade dos solos e fertilização*. Dissertação de doutoramento. Universidade Técnica de Lisboa. Instituto Superior de Agronomia. Lisboa. 66 pp.

Verdolt, H. 1983. Marginal leaf necrosis by boron excess on a tomato crop cultivated in a substrate of *Posidonia Oceanica* (L.) Del. Possibility of control. *Acta Horticulturae* **150**: 429-437

Verdonck, O. 2007. Status of Soilless Culture in Europe. *Acta Horticulturae* **742**: 35-39.

Verdonck, O., Demeyer, P. 2004. The influence of the particle size on the physical properties of growing media. *Acta Horticulturae* **644**: 99-101

Verdure, M. 1981. Improvment of physical properties of black peat. *Acta Horticulturae* **126**: 131-142

Wever, G. 1991. Guide values for physical properties of peat substrates. *Acta Horticulturae* **294**: 41-47